RECHERCHES MÉTHODIQUES SUR LES CHAMPIGNONS DE CERTAINS BOIS EN DÉCOMPOSITION

par M. **F. MANGENOT**

(A suivre)

RÉSUMÉ

On présente dans le travail suivant une première contribution à la connaissance de la flore mycologique de ce milieu naturel qu'est le bois pourri.

Après une étude systématique de quelques Hyphales nouveaux ou peu connus (Margarinomyces heteromorpha n. comb.; M. microsperma n. comb.: Scopulariopsis rhodogena n. sp.; Catenularia Heimii n. sp.; Bisporomyces *et* Cirrhomyces ; Rhinocladiella elatior n. sp.) *des tableaux sont dressés indiquant la composition des flores fongiques de six arbres et d'un tas de sciure, et leurs variations au cours d'une période de trois ans.*

Une étude physiologique sommaire d'un grand nombre d'espèces lignicoles permet de signaler divers phénomènes d'antagonisme et de déterminer l'action de ces espèces sur le bois et la cellulose.

Enfin un essai sociologique termine ce travail.

Voici cinquante ans, OUDEMANS et KONING, ayant isolé par les techniques pastoriennes les champignons d'un humus forestier, publiaient la première étude méthodique de la flore d'un milieu naturel défini. A leur suite, de nombreux chercheurs ont réuni un ensemble de données du plus haut intérêt pratique et l'on peut dire, aujourd'hui, que la flore du sol, dans nos régions, est assez bien connue.

Il n'en va pas de même de la flore des bois ; à vrai dire, les Hyménomycètes attaquant les arbres sur pied, les grumes et les divers bois d'œuvre ont été largement étudiés, en raison des dommages qu'ils causent à l'industrie ou à l'habitation (cf. CART-

WRIGHT et FINDLAY 1946, NOBLES 1948). De même, les champignons bleuissant les pulpes de bois, et par là dangereux pour l'industrie du papier, ont fait l'objet de recherches approfondies, notamment dans les principaux pays forestiers (ROBAK 1932, MELIN et NANNFELDT 1934, etc.).

Cependant, en dehors de ces études remarquables, mais de caractère plutôt technique, et de quelques recherches concernant les champignons associés aux insectes xylophages (WRIGHT 1935), on ne peut signaler que des travaux fragmentaires tels ceux d'ELLIOTT et ELLIOTT 1920 ou de MORQUER 1926.

A notre connaissance, aucune étude d'ensemble n'a été publiée touchant la flore des arbres morts se décomposant sur place, dans la forêt ; c'est pourtant à ce moment que se déroulent les premières étapes préludant à leur humification, étapes dont la flore n'est pas moins intéressante que celle des ultimes processus se déroulant dans le sol.

Mais l'étude d'un semblable sujet est œuvre de longue haleine et le travail que nous présentons n'est qu'une première contribution.

Nous y envisagerons successivement nos techniques (Chapitre I), la position systématique de certaines espèces (Chapitre II) puis nous donnerons les listes de champignons isolés de nos arbres lors de nos prélèvements successifs (Chapitre III). Nous rechercherons ensuite quelles sont les relations de nos espèces les unes avec les autres (Chapitre IV) et quel rôle elles paraissent jouer dans la décomposition de la substance ligneuse (Chapitre V). Pourvus ainsi de renseignements d'ordre chronologique et physiologique, nous tenterons enfin (Chapitre VI) de distinguer les flores successives de nos bois et d'en établir la composition.

Ce travail a été effectué sous la direction de Monsieur le Professeur R. HEIM, membre de l'Institut, Directeur du Muséum National d'Histoire Naturelle à qui nous sommes heureux d'exprimer notre reconnaissance la plus vive et notre respectueux attachement.

CHAPITRE PREMIER

TECHNIQUE ET MATÉRIEL

Il ne nous semble pas nécessaire d'insister sur les défauts des méthodes d'isolement en culture pure ; on les a souvent critiquées — et nous renverrons le lecteur à une remarquable note de GARRETT (1951) — mais on n'a pas encore pu les remplacer avec plein succès. Ainsi, nous avons essayé la méthode préconisée par CHESTERS (1948), après l'avoir adaptée au bois ; mais elle ne nous a fourni que des espèces banales à croissance rapide qui, parfois, n'appartenaient même pas à la flore de l'arbre étudié. Nous avons donc eu recours seulement aux techniques classiques, malgré leurs défauts ; ajoutons que ceux-ci sont d'ailleurs moins graves dans le cas du bois que dans celui du sol : les Hyménomycètes lignicoles poussent très bien sur divers milieux naturels et les Phycomycètes envahissants n'apparaissent que tardivement dans un tronc.

Par contre, le bois est d'abord un milieu compact où beaucoup d'espèces forment de petites colonies limitées de sorte que nos résultats concerneront surtout les régions où le prélèvement aura été fait. D'autre part, le prélèvement lui-même est une opération brutale risquant d'entraîner la disparition des espèces n'ayant formé ni spores ni organes de résistance.

Enfin, à partir d'un certain degré de décomposition, le bois est pénétré lui aussi par des espèces envahissantes, *Acrostalagmus Koningi*, par exemple, dont une seule conidie par boîte de Petri suffit à rendre tout isolement à peu près impossible.

Prélèvements. — A l'aide d'un scalpel flambé, on détache d'abord une mince lame superficielle (écorce ou bois) que l'on rejette afin d'éliminer, autant que possible, les spores étrangères. Puis, après avoir flambé de nouveau le scalpel, on recueille dans un tube stérile quelques fragments de la périphérie du bois, prélevés sur une épaisseur de 2 à 3 mm. Ces échantillons renferment en particulier les espèces croissant au niveau du cambium ou dans les régions externes de l'aubier.

Au même point, nous perçons ensuite, à l'aide d'une vrille de 1 cm ⌀, un trou d'une profondeur de 2 à 6 cm. suivant le tronc ;

les premiers fragments sont rejetés et l'on recueille seulement ceux que la vrille entraîne au moment où on la retire ; on obtient ainsi les espèces se développant dans le bois de cœur.

La plupart de nos troncs ont été divisés en plusieurs régions d'aspect distinct et dont les échantillons ont été recueillis séparément, L'emplacement et le nombre des points de prélèvement sont déterminés par les différences de coloration et de consistance du bois ; cependant on évitera de percer plus de trous que nécessaire, chaque orifice ainsi créé étant une porte d'entrée jusqu'au cœur du bois pour des espèces étrangères.

D'une période à l'autre, les prélèvements doivent être faits dans les mêmes régions, afin d'en suivre l'évolution, mais pas à proximité immédiate les uns des autres pour éviter de recueillir des espèces introduites quelques mois plus tôt.

Ensemencement. — A la pratique, il s'est révélé indispensable d'utiliser deux méthodes d'ensemencement.

1°) La méthode par dilution : une petite quantité de bois. finement divisé est placée dans un mortier couvert flambé. On la triture rapidement, à l'aide d'un pilon également flambé, d'abord à sec, puis dans une certaine quantité d'eau stérile. Le liquide obtenu est ensuite réparti en stries à la surface de disques de gélose. Cette méthode convient surtout aux bois fortement décomposés. Pour les bois très durs, elle doit être associée à la suivante.

2°) Méthode directe : elle consiste à déposer 4 à 6 petits fragments de bois à la surface d'un disque de gélose. Chaque fragment donne naissance en général à une ou deux colonies distinctes et facilements isolables.

Isolement. — Les boîtes doivent être conservées pendant au moins un mois ; la meilleure période pour le repiquage des souches est la seconde quinzaine suivant l'ensemencement. Finalement, les boîtes sont ouvertes, examinées au microscope. un inventaire est dressé de leur contenu et les espèces passées jusqu'alors inaperçues sont repiquées.

Matériel. — Il comprend, comme à l'habitude, des boîtes de Petri pour les isolements, des tubes en Pyrex de 18 mm. de ø et. pour la méthode de Badcock, des tubes de 40 mm. de ø.

Pour les cultures en cellule, nous avons remplacé les anneaux de verre classiques par des lames de glace ou de verre simple de 60 × 40 mm., percées en leur centre d'un orifice circulaire de 20 mm. de ø. Après stérilisation dans une boîte de Petri, renfermant un support de verre en U on recouvre l'orifice d'une lamelle stérile que l'on fait adhérer grâce à un peu de vaseline fondue. L'ensemble est retourné sens dessus dessous et l'on dépose au centre de la lamelle une goutte de milieu nutritif. Après ensemencement, la cellule est fermée par une seconde lamelle que l'on immobilise comme la première. On peut ainsi obtenir des cellules beaucoup plus minces que si l'on utilisait des anneaux de verre ; il est donc possible de profiter pleinement des qualités optiques du microscope ; d'autre part, fermées par deux lamelles, ces cellules permettent l'examen de la culture par les deux faces. Pour l'observation, elles doivent nécessairement être fixées sur une surplatine spéciale de façon à éviter que la lamelle inférieure soit déplacée par les frottements sur la platine normale. Cette surplatine très simple, est formée d'une plaque de laiton, un peu plus épaisse aux bords qu'au centre ; deux ergots et une lame de ressort permettent d'y assujettir la cellule et un orifice circulaire de 30 mm. de ø est prévu en son centre. Ses déplacements sont commandés par le chariot du microscope.

Milieux de culture. — Nous avons utilisé pour nos isolements les milieux suivants : milieu au Maltea 2% - gélose 2%, milieu de Lutz aux copeaux de hêtre, milieu de Czapek, milieu de Leonian, milieu spécial au bois pourri.

Ce dernier est préparé comme suit :

On utilise du bois fortement décomposé, mou, brunâtre assez pâle, sans teinte noire. Après l'avoir laissé sécher à la température ordinaire, on le pulvérise grossièrement au moulin.

100 gr. de cette poudre sont introduits dans une fiole de 2 litres avec 1000 cc. d'eau et 3 cc. de KOH N. Soumettre à la vapeur fluente à 120° pendant 2 heures ; extraire le liquide à la trompe, compléter à 1000 cc., ajouter 10 gr. de glucose et 20 gr. de gélose. Répartir et stériliser. Le milieu très acide (pH 4,5 env.) est peu favorable aux bactéries et levures banales.

Pour l'étude des caractères culturaux et pour tenter d'obtenir des fructifications, nous nous servons, en outre, de :

Milieu à l'avoine pour les *Fusarium*, milieu de Hérissey à l'albumen de *Gleditschia*, milieu de Badcock, milieu de Sabouraud, eau de pomme de terre glucosée 2%-gélosée, eau de carotte, tranches de pomme de terre ou de carotte, bois d'orme, tiges de lupin.

Nous nous sommes contentés d'énumérer ces milieux, renvoyant le lecteur, pour leur composition exacte, au catalogue de la mycothèque publié par le Muséum National d'Histoire Naturelle de Paris.

Caractéristiques des bois étudiés. — Nous avons évité de nous adresser à des arbres de composition chimique spéciale (Conifères, Chêne) leur flore risquant d'être trop différente de celle des autres essences. Nous avons préféré concentrer notre effort sur l'étude de flores analogues afin d'en pouvoir tirer quelques idées d'ensemble. Nous avons toutefois fait une exception pour une essence forestière très vulnérable : le Bouleau.

D'autre part, nous avons négligé délibérément les grumes abandonnées qui ont fait l'objet de recherches déjà nombreuses, ainsi que les arbres morts accidentellement et dont la flore est voisine de celle des bois abattus : à l'exception d'un tronc de Frêne mort par dépérissement, et d'un tas de sciure, toute notre étude a porté sur des arbres attaqués soit par l'Armillaire, soit par le Polypore du Bouleau.

CHAPITRE II

ÉTUDE SYSTÉMATIQUE DE CERTAINES SOUCHES

Nous décrirons ici les caractères morphologiques et culturaux de certaines espèces nouvelles ou peu connues, isolées de nos prélèvements. On remarquera que les Mucorales dont la présence dans un bois est épisodique n'ont pas fait l'objet d'études approfondies. Quant aux Basidiomycètes, les quelques espèces intéressantes que nous avons obtenues sont apparues alors que ce travail était en grande partie rédigé. Par contre, plusieurs formes imparfaites sont décrites en détail. Nous les présenterons en suivant la classification proposée par Vuillemin puis par Mason et reposant sur le mode de formation des conidies. La plupart des espèces

étudiées appartiennent au groupe des Conidiosporés Phialidés : partant de genres formant exclusivement des myxospores, nous passerons en revue des espèces dont le caractère xérosporé s'affirme progressivement.

Dans les pages qui suivent, les caractères culturaux décrits ont été observés sur des cultures en tubes de 18 mm. de ø pour les milieux gélosés.

MYXOMYCÈTES

ACRASIALES

DICTYOSTELIUM MINUTUM Raper.

Nous avons obtenu du bois très décomposé du Bouleau B plusieurs souches distinctes d'un petit *Dictyostelium*. Nous les avons cultivées en boîte de Petri sur gélose-peptone 0,05% en culture associée à *Escherichia Coli*. Leurs caractères légèrement variables d'une souche à l'autre peuvent se résumer comme suit :

Sorophores simples, effilés, flexueux, longs de 1,1-2-(4,5) mm Leurs diamètres sont, à la base 10-48 µ, au milieu 7-24 µ, au sommet 3-12 µ et ils comportent tantôt plusieurs files de cellules presque jusqu'au sommet, tantôt une seule file au moins dans le tiers supérieur. Les sores sont plutôt petits, mais peuvent atteindre 400 µ de ø. Spores elliptiques de 5,5-6 × 2,5-2,8 µ.

Raper en décrivant *Dictyostelium minutum* a passé en revue les petites espèces de ce genre ; ce sont *D. Lacteum* dont les spores sont globuleuses, *D. brevicaule* dont les stipes hauts de 1-3 mm. sont épais et rigides et *D. minutum* dont les sorophores sont flexueux atténués, formés sur une grande longueur d'une seule file de cellules et mesurent en général moins de 1 mm.

On voit que les deux premières espèces sont à exclure (ainsi d'ailleurs que *D. mucoroides*, moins peut-être à cause de sa grande taille qu'en raison de ses stipes isodiamétriques) ; quant à la troisième, les différences la séparant de nos souches ne sont pas telles que le polymorphisme propre à ces organismes primitifs ne puisse les expliquer.

FUNGI IMPERFECTI
SPHAEROPSIDALES
PYRENOCHAETA BERGEVINI ? Roll.

Nous désignerons sous ce nom une espèce assez commune sur nos bois, mais que nous n'avons pu identifier en toute certitude. Sur Maltea-gélose, la colonie croît très rapidement et remplit bientôt tout le tube d'un mycélium laineux-tomenteux gris-bleuâtre. Les pycnides, de formation tardive sont éparses, noires, brillantes, subglobuleuses ; diamètre 200-300 μ. Leur paroi est mince, formée d'éléments assez grands (7-15 × 5-10 μ) brun-noirs, semi-transparents. Elles sont couvertes sur toute leur surface, ou quelquefois dans leur moitié supérieure seulement, de poils simples, cloisonnés, brun-noirs, presqu'opaques à la base, pâlissant au sommet, à extrémité obtuse ou même un peu renflée. La longueur de ces poils est comprise entre 35 et 150 μ et leur diamètre entre 2,2 et 4 μ. Ostiole petite (20 μ), parfois peu visible, mais aussi parfois portée par une papille saillante (Fig. 1).

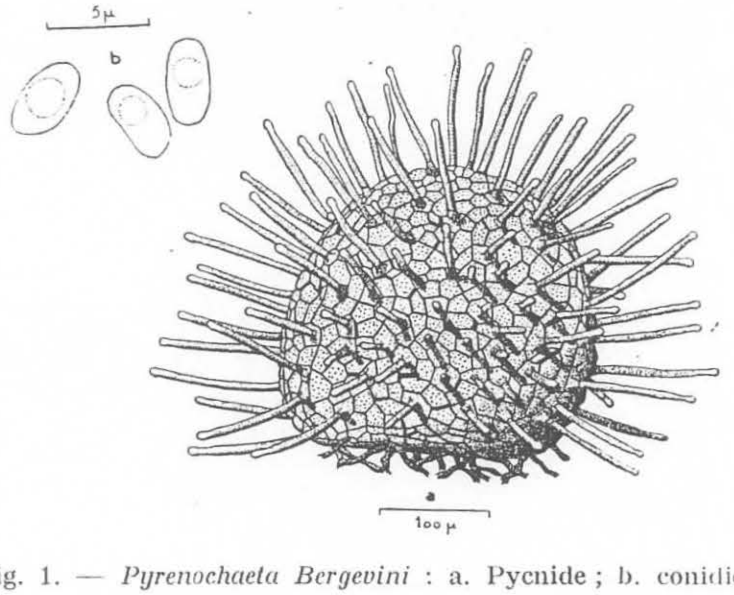


Fig. 1. — *Pyrenochaeta Bergevini* : a. Pycnide ; b. conidies.

Les conidiophores sont indistincts et la pycnide ne renferme qu'une masse muqueuse blanche formée de conidies elliptiques ovoïdes hyalines (2-5)-3-4(5) × 1,5-2,5 μ ; en moyenne 3,6 × 2 (Rapport longueur/largeur = 1,8). Elles sont 0-1 guttulées.

L'absence de subiculum différencié, la présence de pycnides isolées, hérissées et pourvues d'une ostiole, les conidies relativement courtes nous permettent de rapporter ce champignon au genre *Pyrenochaeta* et, probablement à *P. Bergevini* qui possède les mêmes dimensions sporales et croît sur fibres végétales pourrissantes. Cependant la diagnose de Rolland est trop brève, le dessin mauvais et nous n'avons pas trouvé de spécimen d'herbier, de sorte que nous n'osons pas nous prononcer de façon affirmative.

Par ailleurs, deux autres espèces seulement possèdent des conidies de dimensions voisines : *P. decipiens* March. espèce fimicole et *P. terrestris* (Hansen) Gorenz dont les cultures ont une croissance lente et une coloration rougeâtre.

PHIALOPHORA VERRUCOSA Thaxter.

Cette espèce est aujourd'hui bien connue : ses larges collerettes fuligineuses, d'aspect tout à fait caractéristique ont été figurées notamment par MEDLAR (1915) et VAN BEYMA (1943) ; on y verra des phialides typiques, petits éléments en bouteille, pourvus d'une cloison basilaire, disposés latéralement aux hyphes ou au sommet de courts rameaux ou de chaînes toruleuses ramifiées. Or nous avons pu constater, du moins dans le cas de ces chaînes, qu'une phialide était susceptible, après avoir fonctionné

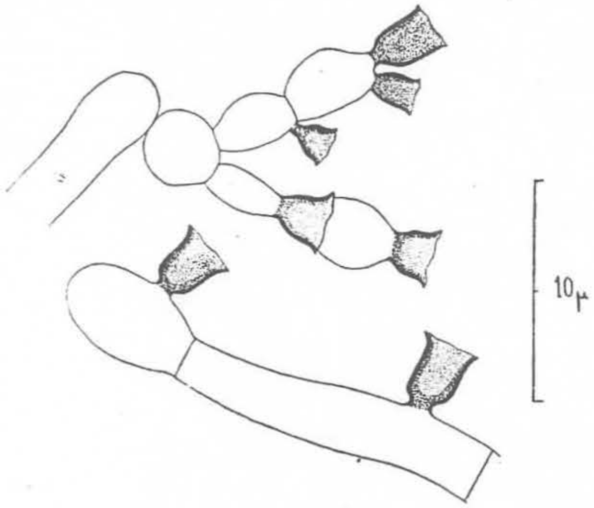


Fig. 2. — *Phialophora verrucosa*. Divers types de phialides.

quelque temps, de reprendre un simple rôle végétatif et de bourgeonner une nouvelle phialide (Fig. 2). Bien plus, dans ces mêmes chaînes ou le long d'hyphes normales, certains articles d'aspect banal peuvent fonctionner comme phialides ; leur caractère fertile est signalé seulement par la présence d'une collerette typique, mais disposée latéralement. Il nous faut donc admettre qu'un segment intercalaire quelconque d'une hyphe doit être considéré comme une phialide rudimentaire s'il en joue le rôle concurremment avec des phialides normales.

Cette remarque nous permettra de comprendre plus facilement la position systématique de

MARGARINOMYCES HETEROMORPHA (Nannf.) = *TRICHOSPORIUM HETEROMORPHUM* Nannf. 1934

Selon Nannfeldt, cette espèce est l'une des plus répandues dans les pulpes de bois en Suède. Nous avons reçu du Centraal Bureau voor Schimmelcultures de Baarn une culture isolée par Melin et qui s'est révélée en tous points semblable aux nombreuses souches que nous avons isolées. Aussi pouvons-nous apporter quelques précisions sur le mode de formation de ses conidies.

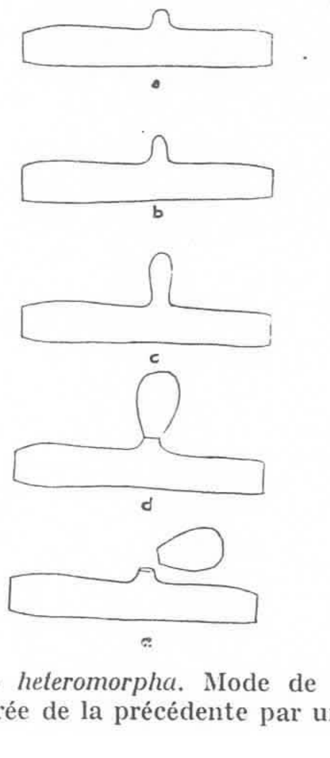


Fig. 3. — *Margarinomyces heteromorpha.* Mode de formation des conidies. Chaque image est séparée de la précédente par un intervalle d'une heure.

Celles-ci sont produites en grande abondance par certains articles des hyphes végétatives ou par des éléments ovoïdes ou subglobuleux, très comparables par leur aspect aux phialides de *Phialophora verrucosa*). Ces deux types d'éléments fertiles sont pourvus d'un petit bec saillant, que Nannfeldt désigne sous le nom de stérigmate et à partir duquel se forment des conidies successives suivant le processus figuré (Fig. 3).

De semblables conidies sont, sans conteste, des spores méristématiques, au sens de Mason. Le sommet du stérigmate est un point végétatif et les rameaux qui le portent ont, lorsqu'ils sont différenciés, une forme bien caractéristique, « *ampulliformes* » disait Nannfeldt. Nous ne voyons pas qu'ils puissent être interprétés autrement que comme des phialides. Nous ne serons pas surpris de trouver des chaînes formées par bourgeonnement de

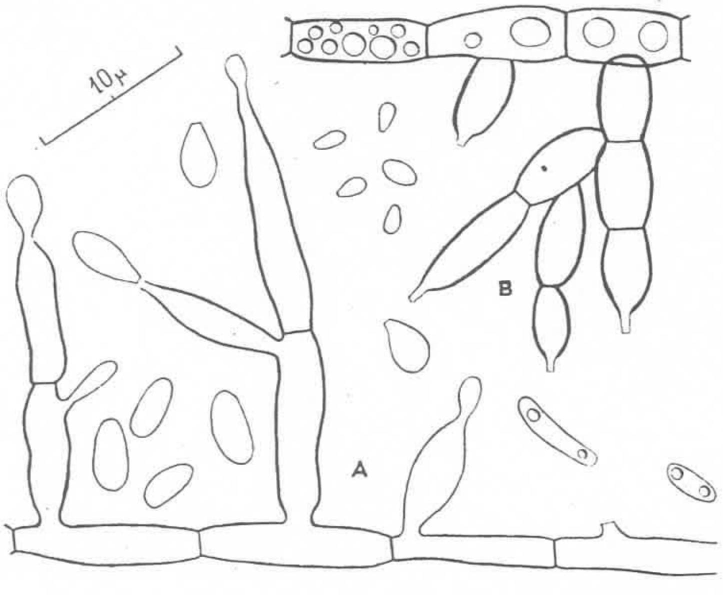


Fig. 4. — *Margarinomyces heteromorpha* : conidiophores et conidies.

semblables phialides ou des phialides formées par un simple article d'une hyphe végétative puisque nous venons de rencontrer ces particularités chez *Phialophora verrucosa*. Ici, il est vrai, les phialides rudimentaires sont parfois les plus nombreuses mais ce n'est pas là une règle générale et certaines souches présentent surtout des conidiophores assez bien développés (Fig. 4).

Cependant, Nannfeldt a préféré placer provisoirement cette

espèce dans un genre « très hétérogène », le genre *Trichosporium*. Pour notre part, nous avons d'abord cherché à nous faire une idée précise des caractéristiques de ce genre. Nous n'avons malheureusement pas pu nous procurer de spécimen authentique de l'espèce-type *T. fuscum* (Link) Sacc., mais en comparant les figures que BONORDEN donne de cette espèce et de *T. murinum* (Link) Sacc., on acquiert la conviction que leurs appareils conidiens sont très semblables. Or nous avons isolé *T. murinum* de notre tas de sciure S et nous en avons reçu une souche du C.B.S. Baarn en même temps qu'une culture de *T. cerealis* (v. Thüm.) Sacc. Le mode de formation des conidies chez ces deux espèces est représenté fig. 5 A et B. On voit qu'il n'est pas absolument identique dans les deux cas ; spores solitaires chez la première, chaînettes basipètes se désarticulant en fausses têtes globuleuses chez la seconde. Quoiqu'il en soit, il s'agit toujours, non pas de « *conidia vera* », mais de thallospores solitaires ou en courtes chaînes, acrogènes ou pleurogènes : et, à notre sens, seules les espèces produisant de telles spores peuvent être considérées comme des *Trichosporium s. str.*

Nous y rattachons, outre les trois espèces ci-dessus, *T. crispulum* Sacc. et Malbr. (Fig. 5 C) et *T. densum* Karst. (Fig. 5 D) dont nous avons trouvé des spécimens originaux au Muséum National d'Histoire Naturelle. En outre les figures des espèces suivantes ne laissent aucun doute sur leur place dans ce groupe : *T. apiosporum* (Berk. et Br.) Mass., *T. insigne* Mass. et Salm., *T. pyrrhosporium* Mass., *T. selenioides* Sacc. et Paol. (dont les spores sont trop grandes, eu égard aux hyphes, pour n'être pas des thallospores), *T. tabacinum* Sacc. et Roum. Quant à *T. tomentosum* (B. et C.) Pat., ses spores paraissent insérées sur des articles grêles rappelant beaucoup le col de certaines phialides. On remarquera cependant que ces articles ne sont pas seuls fertiles et qu'ils s'élargissent au-dessous de la spore dont la surface d'insertion est ainsi très vaste.

A cette liste, nous ajouterons *T. vesiculosum* Butler et *T. inflatum* March. dont les têtes sporifères paraissent avoir une origine semblable à celles de *T. cerealis*.

Quant aux autres espèces, nous n'en avons pas trouvé de figure, ou bien celle-ci est imprécise et nous ne pouvons décider

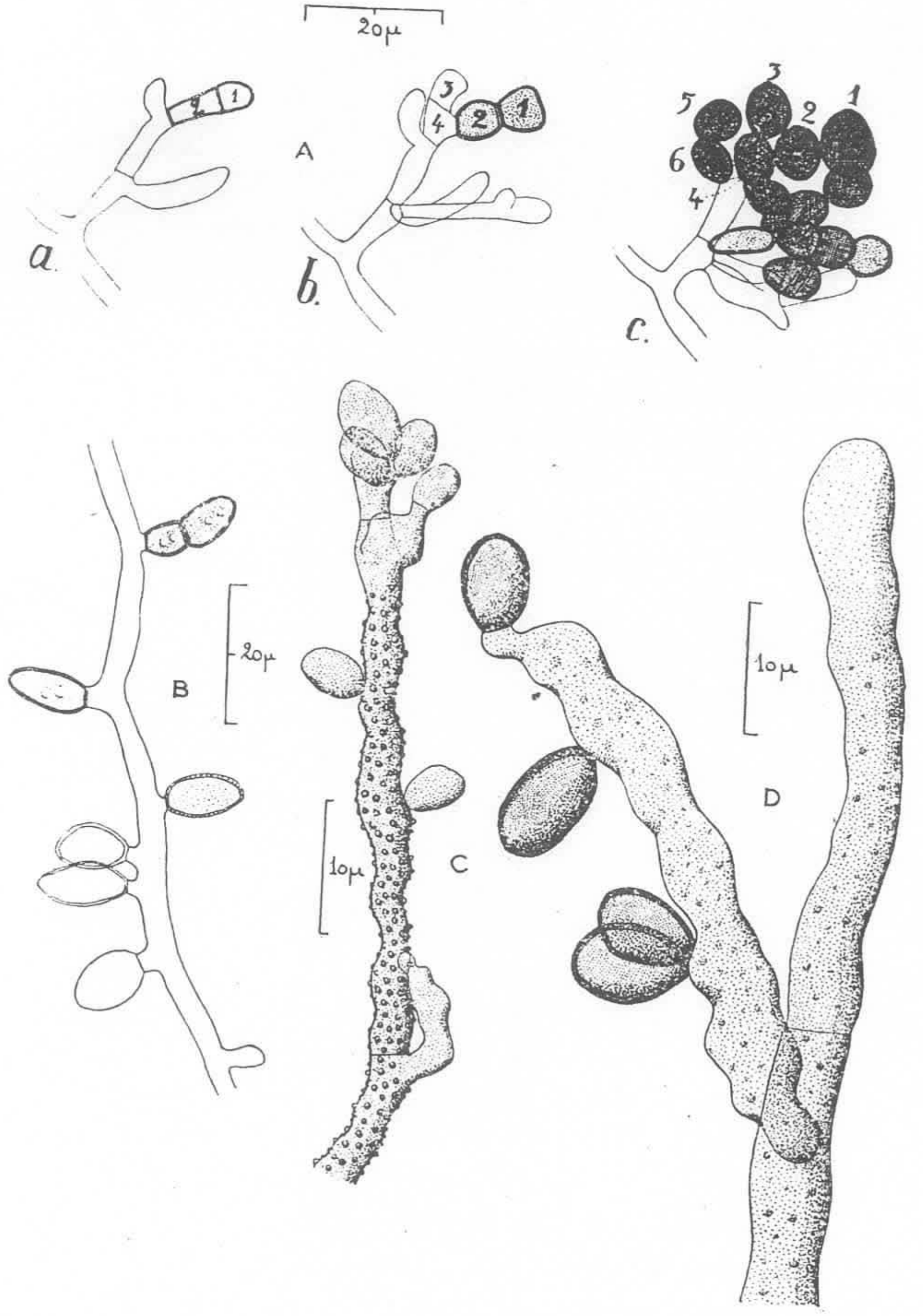


Fig. 5. — Appareils conidiens de divers *Trichosporium* : A. Mode de formation des conidies chez *T. cerealis* (b. et c. respectivement 9 h. et 24 h. après a.). — B. Le même chez *T. murinum*. — C. *T. Crispulum* Sacc. et Malbr. — D. *T. densum* Karst.

de leur position exacte. D'autres enfin ont une diagnose trop brève et ne pourront être conservées qu'après examen d'échan-

tillons originaux. Il semble cependant, si l'on s'en tient aux descriptions, que la plupart des *Trichosporium* soient bien à leur place. Par contre, il nous paraît que *T. taediosum* Peyr. devrait être rattaché aux Phialidés et que *T. Curtisii* Mass. est probablement un *Tomentella* puisque l'auteur y signale de nombreuses anses d'anastomose. Enfin, la cyme conidienne de *T. maydis* (Gar.). Sacc., de *T. collae* (Link) Sacc. et de *T. symbioticum* Wright se forme sur un axe nettement atténué et son origine nous paraît mal établie.

Cette étude sommaire nous a, du moins, donné la certitude que *T. heteromorphum* n'est pas un *Trichosporium* et c'est au genre *Margarinomyces* que nous pensons devoir le rapporter. Ce genre que Van Beyma, négligeant la classification de Vuillemin inclut dans la « tribu » des Trichosporiées, se caractérise par ses phialides différenciées ou rudimentaires, sans collerettes et porteuses de têtes muqueuses. L'espèce qui nous intéresse peut être caractérisée par sa faible vitesse de croissance (environ 1 mm/jour), par sa teinte gris-olivâtre plus ou moins sombre, mais sans nuance jaune, et par ses conidies ovoïdes. Seul *M. atrovirens* présente des caractères voisins, mais ses conidies sont plus petites et plus courtes et ses conidiophores beaucoup mieux différenciés ont un aspect bien différent.

En conclusion, nous proposons de désigner désormais *T. heteromorphum* Nannf. sous le nom de *Margarinomyces heteromorpha nov. comb.*

Une souche isolée à deux reprises du Bouleau B présente des caractères assez remarquables ; macroscopiquement, elle ne se distingue pas d'un *M. heteromorpha* typique, cependant qu'au microscope elle présente les mêmes hyphes porteuses de têtes conidiennes sessiles ou de phialides plus ou moins pédicellées. On peut pourtant y trouver des conidiophores dressés formés d'une à trois cellules en tonneau, de couleur sombre et terminés par une phialide plus pâle, subcylindrique ou un peu ventrue et prolongée par un col, court au début, mais susceptible de s'allonger, de se ramifier et de former un important appendice hyalin (Pl. XIII A) irrégulier, à la base duquel une grosse conidie demeure souvent adhérente par un lambeau de sa membrane externe. La trace de son insertion apparaît comme une minuscule colle-

rette brunâtre (Fig. 6 A). Quant à l'apparition de ces appendices étranges, elle est due à deux particularités du fonctionnement des phialides ; en effet, si les conidies se forment exactement comme chez *M. heteromorpha* type, par contre, leur bourgeonnement est accompagné d'un faible allongement du stérigmate ; d'autre part, certaines conidies ne se détachent pas ; elles obturent alors le point végétatif et un nouveau méristème se différencie latéralement sur le col primitif. Ce dernier phénomène apparaît à intervalles irréguliers et chacun des méristèmes successifs donne naissance à une série de conidies caduques jusqu'au moment où il est obturé à son tour (Fig. 6 B). Nous retrouverons des

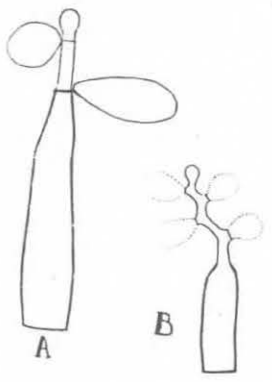


Fig. 6. — *Margarinomyces heteromorpha* var. *robusta*.

particularités analogues chez les *Beauveria* et les *Rhinocladiella*, mais alors, le bourgeonnement latéral sera de règle pour chaque conidie et le col de la phialide s'allongera en un rachis plus développé que dans le cas présent.

Le fait pour les conidies de se détacher ou non nous paraît sous la dépendance des conditions d'humidité régnant au sommet de la phialide : si le col est en contact avec de l'eau liquide, toutes les conidies sont caduques ; c'est ce qui arrive dans les jeunes cultures en cellule où la colonie, située à la face supérieure, reçoit l'eau de condensation. Des conditions analogues se retrouvent dans le cas des phialides rudimentaires disposées le long d'hyphes rampantes : leur col reste court et simple. Au contraire, dans les cultures âgées sur milieu partiellement desséché, les « stérigmates » rameux sont de règle.

Nous avons essayé de contrôler cette hypothèse en suivant pendant assez longtemps, en cellule, l'évolution d'une phialide et en plaçant la culture tantôt à la face supérieure, tantôt à la face inférieure pour la soumettre à des conditions d'humidité variable. Les images observées successivement sont représentées figure 7.

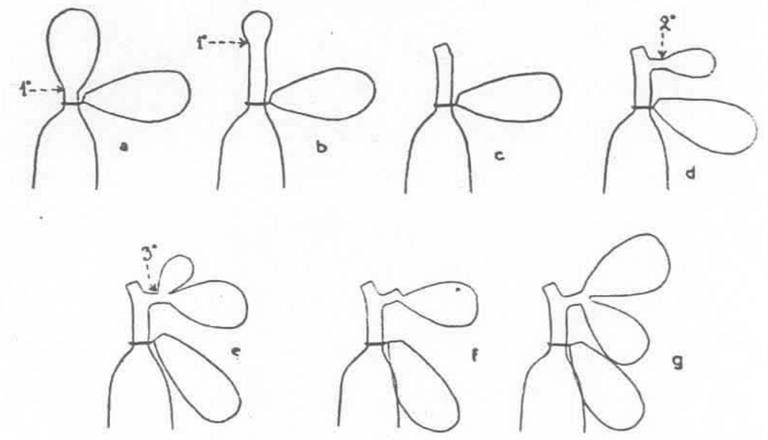


Fig. 7. — *Margarinomyces heteromorpha* var. *robusta*. Mode de formation des « stérigmates » : a. le 2 à 10 h. ; b. le 3 à 16 h. : entre a et b., formation de nombreuses conidies caduques par un premier méristème (1) : puis la cellule a été retournée pendant 24 h. ; c. le 5 à 12 h., la formation des conidies semble suspendue ; d. le 5 à 16 h. ; e. le 7 à 12 h. ; entre d et e, formation de conidies caduques par le second méristème (2) ; f. le 7 à 14 h. 30, la première conidie du troisième méristème (3) vient de se détacher ; g. le 8 à 11 h. la phialide a cessé de fonctionner.

Entre b et c, la culture a été privée pendant 24 h. d'eau de condensation, puis en e, f, g, la petite quantité de gélose s'est progressivement desséchée. Or à ces périodes de dessiccation correspond précisément la cessation d'activité des méristèmes 1, 2 et enfin 3.

Il est d'ailleurs certain que la présence d'eau liquide au sommet d'une phialide y provoque souvent de graves désordres et nous reviendrons plus loin sur ce point.

Les ressemblances de cette souche avec *M. heteromorpha* sont telles qu'il ne nous paraît pas possible de l'en distinguer spécifiquement. Même les cols allongés et rameux peuvent se rencontrer, exceptionnellement il est vrai, chez toutes les souches de cette espèce y compris la souche isolée par Melin. Cependant, le champignon que nous venons de décrire possède certaines particularités bien fixées : conidiophores robustes, fréquence des

cols allongés et des conidies non caduques ; nous proposons donc d'en faire une variété nouvelle désignée sous le nom de *M. heteromorpha* var. *robusta* dont la diagnose suit :

A typo differt conidiophoris saepe erectis, distinctis, atrisque infra, sterigmatibus perlongis quandoque ramosis et conidis interdum diu haerentibus.
Hab. in ligno betulino putrido in Gallia orientali.

Les caractères que nous venons de mentionner situent *M. heteromorpha* tout à fait à part des autres *Margarinomyces* ; cependant une classification des champignons imparfaits doit avant tout rester pratique, puisque sa valeur systématique est discutable ; il ne nous a donc pas paru utile de tenir compte de particularités intéressantes du point de vue physiologique, mais par trop inconstantes.

Caractères culturaux. — Ils concernent des cultures de 15 jours.

MALTEA. ø 15 mm. Gris-verdâtre, surélevé, finement velouté. Marge noire. Verso noir-olivâtre.
CZAPEK. ø 13 mm. Noir-olivâtre, étalé, céracé ou finement duveteux au centre. Marge semblable. Verso noir olivâtre.
SABOURAUD. ø 17 mm. Gris-noir, surélevé, velouté floconneux à marge étalée pruineuse. Verso noir.
POMME DE TERRE. ø 9 mm. Pulviné. Floconneux-velouté, gris-foncé. Marge noire étroite.

Chez la variété *robusta* l'aspect des colonies est sensiblement le même, mais la croissance est un peu plus lente : 8 à 12 mm. en 15 jours suivant les milieux.

MARGARINOMYCES MICROSPERMA n. comb. = *CERATOCLADIUM MICROSPERMUM* Cda.

Cette espèce a été isolée une seule fois du bois de Frêne O.

Sur Maltea-gélose 2%, en cellule, les conidies germent en quelques jours en donnant naissance d'abord à quelques éléments toruleux précédant le stade filamenteux normal. Un peu plus tard apparaissent le long des hyphes ou sur des rameaux latéraux grêles de petits bourgeons, souvent courbes, qui évoluent directement en phialides ou, après avoir subi un étranglement subapical, se cloisonneront pour former une phialide et une cellule basilaire ; cette dernière pourra donner naissance à une seconde phialide. Ces bourgeons sont généralement groupés d'un même

côté de l'hyphe et forment des bouquets denses, d'observation assez délicate (Fig. 8 b). A maturité, le sommet de chaque phialide émet, par une suite de processus très lents (cycle de 10 heures), des conidies successives et non immédiatement caduques. Aussi après quelques jours observe-t-on sur chaque sommet fertile un éventail de 4-5 longs éléments bacillaires courbes ou sinueux dont l'ensemble présente un aspect très particulier. A la longue chaque bouquet de phialides se recouvre d'une masse conidienne muqueuse.

Quant aux synnémas, ils sont formés par des faisceaux d'hyphes dressées, dont les parties les plus anciennes s'accolent peu à peu tandis que leurs extrémités demeurent libres.

Caractères microscopiques. — Mycélium d'abord hyalin, puis fuligineux-pâle, flexueux, non guttulé, cylindrique et composé d'éléments assez longs ø 1,5-3 µ mais formé, çà et là de chaînettes d'éléments plus ou moins en tonneau, parfois plus sombres que les hyphes normales et souvent fertiles.

Les synnémas, de dimensions très variables, mesurent jus-

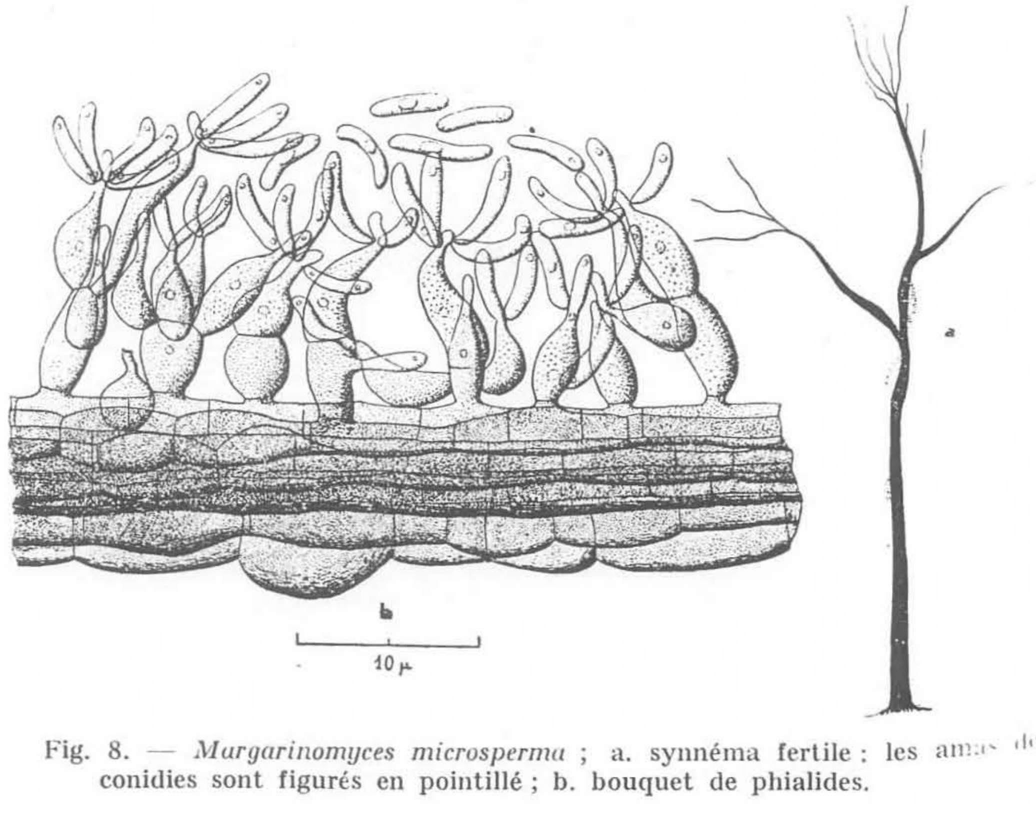


Fig. 8. — *Margarinomyces microsperma* ; a. synnéma fertile ; les amas de conidies sont figurés en pointillé ; b. bouquet de phialides.

qu'à 5 mm de long avec un diamètre, à la base, pouvant atteindre 150 µ. L'un d'entre eux est représenté fig. 8 a. Deux types d'hyphes concourent à la formation de ces synnémas : les unes, centrales, sont régulières ; les autres, périphériques sont vésiculeuses. Toutes sont fuligineuses-pâles, mais leur superposition rend la région axilaire du synnéma très sombre, voire même noir opaque. Çà et là on rencontre de volumineux bouquets de phialides.

Phialides pâles, le plus souvent sessiles ou portées par de courts conidiophores, souvent globuleuses ou piriformes trapues, 4-6 µ de long, y compris le col, sur 2-3 µ de large. Col court, très étroit, parfois un peu sinueux, mais pourvu, chez les éléments âgés, d'un petit bourrelet apical plus sombre rappelant beaucoup la collerette réduite de *Phialophora lignicola* (Nannf.) G. Goid.

Conidies hyalines vermiformes, plus ou moins courbes ou sinueuses obscurément 1-2 guttulées de 3-6 × 0,5-1 µ. Moyenne de 50 conidies : 4,3 × 0,85 µ.

Caractères culturaux. — Les caractères signalés sont ceux d'une colonie âgée de 15 jours.

MALTEA. 22 × 16 mm. Finement feutré noir avec marge hyaline étroite et large houppe laineuse gris-brun, au centre. Verso concolore.

CZAPEK. 22 × 16 mm. Blanc-grisâtre, pruineux, à marge hyaline et large centre laineux, plus pâle, pourvu de quelques synnémas. Verso gris.

SABOURAUD. 27 × 16 mm. Epais laineux tomenteux, gris-brunâtre, hérissé de longs synnémas. Verso noir brunâtre.

CAROTTE. 28 × 13 mm. Epais gris-noir, hérissé de longs synnémas plus pâles ; bordure noire céracée et marge hyaline.

POMME DE TERRE. 14 mm. Diffus, laineux-floconneux à longs synnémas, blanc-crème grisâtre.

(*à suivre*)

RECHERCHES MÉTHODIQUES SUR LES CHAMPIGNONS DE CERTAINS BOIS EN DÉCOMPOSITION

par M. **F. MANGENOT**

(Suite)

Position systématique. — *Ceratocladium microspermum* a été signalé pour la première fois en 1839 par Corda. Von Höhnel l'a retrouvé, aux environs de Vienne, en 1902, sur branches mortes de Chêne et de Hêtre. Tous deux l'ont décrit comme une Stilbacée à corémies mal différenciées, rameuses, fertiles sur toutes leur longueur, portant des éléments conidifères courts, unicellulaires, en bouteille ou piriformes, pourvus d'un bec et qui sont visiblement des phialides. Ni Corda, ni Von Höhnel n'ont indiqué les dimensions des conidies, se contentant de les qualifier de cylindriques-courbes ou de bacillaires. Tous deux font mention d'hyphes de deux sortes, associées pour la formation des synnémas et nous pensons que notre souche représente bien l'espèce qu'ils ont eue en mains. Mais actuellement la formation de corémies n'apparaît plus que comme un caractère secondaire et les synnémas sont fréquents chez les *Phialophora* et les *Margarinomyces* (*P. lignicola*, *M. fasciculatus* v. Beyma).

Nous pensons donc préférable de ne pas conserver le genre *Ceratocladium* caractérisé par la formation de corémies et de rapporter cette espèce au genre *Margarinomyces*, dont elle possède les phialides sans collerette, et ceci, malgré sa parenté certaine avec *Phialophora lignicola*. Nous la désignerons donc désormais sous le nom de *Margarinomyces microsperma* (Cda) n. comb. Aussi bien, aucune des espèces de ce genre ou du genre *Phialophora*

ne possède des conidies aussi longues et étroites, sauf *P. repens* (Davidson) Conant ; mais cette dernière espèce a des phialides beaucoup plus élancées et ne forme jamais de synnémas.

SCOPULARIOPSIS RHODOGENA n. sp.

Cette espèce a été isolée une fois à partir du Bouleau B. de régions présentant de petites taches rouges allongées.

Formation des conidies. — En cellule sur Maltea 2 % gélose, les conidies germent en 48 h. mais les condiophores apparaissent seulement beaucoup plus tard. Ils sont courts, simples, formés d'une phialide sessile ou portée par 1-2 articles basilaires. Dans ce cas, l'un de ces articles peut, en outre, porter une phialide latérale. Le sommet des hyphes fertiles est pourvu d'une collerette peu distincte, parce que très délicate et hyaline, et les conidies, piriformes à base tronquée et sommet obtus, forment une chaîne dressée, souvent très longue, susceptible plus tard de s'enrouler peu à peu pour former une tête muqueuse qui reste attachée au sommet du conidiophore (Fig. 9 et Pl. XIII C). En même temps, cer-

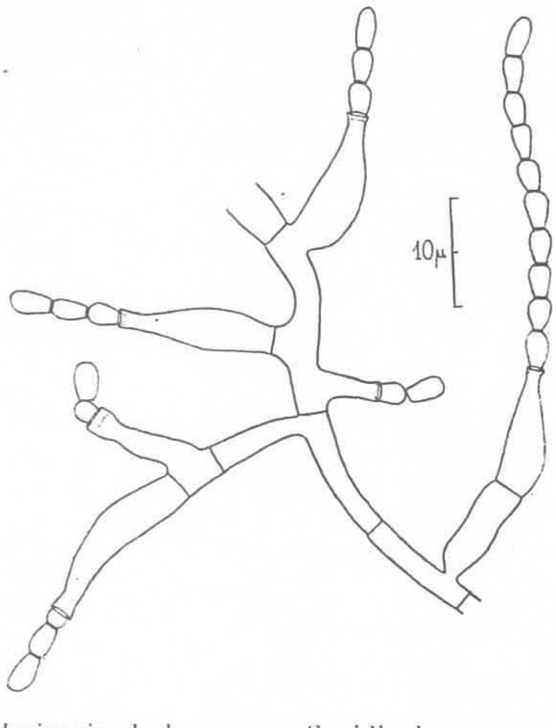


Fig. 9. — *Scopulariopsis rhodogena.* — Conidiophores.

taines hyphes se ramifient abondamment et l'ensemble enchevêtré de leurs rameaux donne naissance à de petits stromas globuleux.

Caractères microscopiques. — Mycélium rampant hyalin, jaunâtre ou rougeâtre, flexueux, ramifié à angle droit, non guttulé, formé d'éléments de longueur variable, de diamètre 2-4 μ.

Conidiophores très nombreux, simples ou à un rameau latéral, ventrus ou coniques allongés, uni ou pluricellulaires, longs de 11-35 μ, larges de 2-4 μ, hyalins.

Conidies, la première, ovalaire, tronquée à la base, les autres, piriformes plus ou moins allongées, hyalines ou rougeâtres, en chaînes pouvant comporter jusqu'à 30 éléments, ou en têtes ; dimensions 1,9-3-(4,6) × 1,6-2,3 μ.

Sclérotes hémisphériques à subglobuleux, d'abord blancs ou orangés, passant au brun-olive, formés d'une écorce mince, olivâtre pâle et d'une moelle composée d'éléments arrondis ou indistincts, rouge, orange vif ou incolores et renfermant une grande quantité d'huile colorée en rouge. Ces sclérotes sont entièrement couverts d'hyphes rayonnantes incolores, de longueur variable. Ils mesurent de 0,25 à 0,40 mm.

Caractères culturaux. — Observés sur colonie de 15 jours.

MALTÉA. ο 7 mm. Epais, hérissé de petites mèches, vermillon-orangé à marge atténuée carmin. Verso rouge plus ou moin intense. Faible diffusion de pigment dans la gélose.

CZAPEK. ο 6,5 mm. Peu épais, carminé palissant, verso incolore, rosé au centre.

SABOURAUD. ο 4 mm. Peu épais, céracé, hérissé de mèches humides, plissé, crème grisâtre, Verso crème brunâtre.

CAROTTE. ο 7 mm. Colonie en pustule humide et hérissée, rouge-vif bordure blanche.

POMME DE TERRE. ο 3 mm. Surélevé, hérissé, rose lilacé.

Position systématique. — Les phialospores en chaîne, les conidiophores relativement simples et les phialides parfois courbes indiquent qu'il s'agit d'un *Paecilomyces* ou d'un *Scopulariopsis*. A vrai dire la distinction entre les deux genres semble assez artificielle et leur classification demeure obscure. Mais les affinités de notre espèce la rapprochent plutôt de certains *Scopulariopsis* : par leur coloration et leur évolution, nos sclérotes rappellent ceux de « *Acaulium flavum* » ; d'autre part, les conidies piriformes tronquées, lisses et assez petites ressemblent à celles de *S. Blo-*

chii (Matr.) Vuil. et de *S. Nicotianae* v. Beyma, mais ces deux espèces sont entièrement dépourvues de pigment carmin. Parmi les *Scopulariopsis* ou *Paecilomyces* rouges aucun ne possède les très petites conidies rencontrées ici et nous décrirons cette espèce comme nouvelle avec la diagnose suivante :

Scopulariopsis rhodogena n. sp.

Caespitulis limitatis, in agaro cultis, densis, velutinis, colore laete aurantiaco vel carminato. Conidiophoris brevibus, simplicibus, vel rami unius praeditis, apice collo minimo ornatis, usque ad 35 μ *longis. Conidia catenulata, piriformia, hyalina vel parce rubro tincta,* 1,9-3 × 1,6-2,3 μ. *Sclerotiis hemisphaericis, initio aurantiacis, dein cortice atris, plus minusve rubris medulla albo colorata, ad* 0,4 *mm. latis.*

Hab. in ligno betulino putrido in Gallia orientali.

CATENULARIA HEIMII n. sp.

Cette espèce a été isolée tardivement du tas noirci de sciure S. Les colonies à croissance lente peuvent facilement passer inaperçues.

Formation des conidies. — En cellule sur Maltea-gélose, les conidies germent rapidement et donnent naissance à un mycelium grêle, hyalin devenant bientôt fuligineux pâle et porteur de conidiophores. Ceux-ci se forment sur un article court, épais, sombre ; ce sont des rameaux dressés, toujours simples, pourvus d'une cloison basilaire et parfois d'une cloison intermédiaire. L'article fertile est une phialide effilée, bientôt terminée par un petit renflement globuleux. La paroi de ce dernier se déchire ensuite pour former une vaste collerette au fond de laquelle les conidies se forment en succession rapide (2 h.). Ainsi se constitue finalement une tête globuleuse composée d'une grosse goutte liquide dans laquelle on peut voir les conidies animées de faibles mouvements browniens (Fig. 10). Si cette tête entre en contact avec de l'eau, son contenu se disperse et l'on peut observer parfois de courtes chaînes de 2-4 conidies fixées au fond de la collerette. Ceci prouve que nous avons affaire ici à de fausses têtes résultant de la dislocation de chaînes conidiennes. D'ailleurs, il arrive dans les cultures âgées, dont le milieu est en partie desséché que ces chaînes soient bien développées et comprennent jusqu'à 10 éléments (Fig. 11).

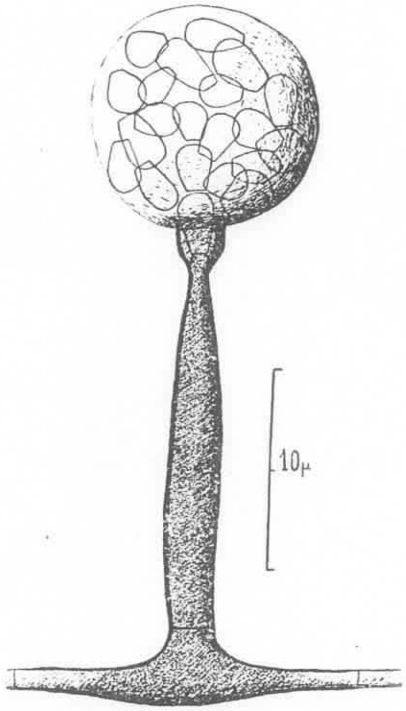


Fig. 10. — *Catenularia Heimii.* — Conidiophore.

Après avoir fonctionné un certain temps et formé une tête volumineuse, le sommet de la phialide peut reprendre, parfois, sa croissance et donner une nouvelle phialide qui se comportera

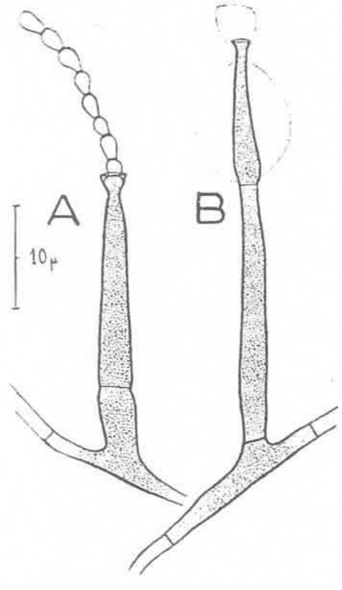


Fig. 11. — *Catenularia Heimii.* — A. conidiophore porteur d'une chaine conidienne. — B. conidiophore pourvu de deux têtes conidiennes successives.

comme la première et sera susceptible de bourgeonner à son tour une troisième phialide.

Caractères microscopiques. — Mycélium rampant, grisâtre, plus ou moins foncé, formé d'éléments assez larges (2,3 à 3,3 μ), plutôt courts et sombres, ou d'éléments longs et grêles (0,9 μ) presqu'hyalins, non guttulés.

Conidiophores très nombreux, dressés, gris-noir, semi-transparents, formés d'une phialide sessile ou portée par 1-2 articles cylindriques. Leur sommet est couronné d'une large collerette en cloche (Pl. XIII, B) de teinte sombre. Longueur des conidiophores 20-38 μ, souvent aux environs de 25 μ ; diamètre 2,6-3,3 μ. Collerettes de 1,9-2,8 μ de long et 2,3-2,8 μ de large.

Conidies hyalines, piriformes plus ou moins allongées à base tronquée et sommet arrondi de (1,4)-1,6-1,9-(2,3) × 2,1-2,6-(2,8) μ.

Caractères culturaux. — Concernant des colonies de 15 jours.

MALTEA. ø 12 mm. Etalé, gris-olivâtre, feutré-pruineux à marge hyaline étroite ; verso gris-noir ; marge incolore.
CZAPEK. ø 11 mm. Profond, luisant, finement feutré au centre, gris-noir olivâtre, marge hyaline inégale ; verso comme sur Maltea.
SABOURAUD. ø 11 mm. Même aspect que sur Maltea, mais avec une nuance bleuâtre ; verso brun-noir.
POMME DE TERRE. ø 18 mm. Mince étalé feutré gris-noir.

Position systématique. — Le champignon que nous venons de décrire peut être rattaché au genre *Catenularia* Grove dont MASON a donné une étude très compréhensive. Ce genre est caractérisé par la formation au sommet de conidiophores simples et fuligineux de phialospores pseudo-endogènes disposées en chaînes. Celles-ci se forment dans une collerette courte et évasée et non allongée en tube comme chez les *Chalara*. En outre, les *Chalara* forment des conidies cylindriques alors que celles de *Catenularia* sont globuleuses, anguleuses ou piriformes.

Parmi les *Catenularia* actuellement décrits, deux espèces seulement correspondent à la définition du genre : *C. cuneiformis* (Richon) Mason (=*C. simplex* Grove), et *C. angulospora* (Lindet) Mason. Toutes deux possèdent des conidies fuligineuses et assez grandes et nous décrirons notre espèce comme nouvelle : nous nous permettons de la dédier, en témoignage d'admiration et de gratitude, à notre Maître, sous le nom de *C. Heimii*.

Catenularia Heimii n. sp.

Caespitulis in agaro cultis effusis, velutinis, pulveraceis, olivaceo-atris; conidiophoris permultis, erectis, atro-brunneis, apice lata cupula praeditis, circa 25 μ longis. Conidiis minutis, hyalinis breviter catenulatis vel glomeratis, plus minusve piriformibus, 2,1-2,6 μ longis, 1,6-1,9 μ latis, eguttulatis.

Hab. in ligno Fagi sylvaticae nigricanti in Gallia orientali.

BISPOROMYCES CHLAMYDOSPORIS v. Beyma et *CIRRHOMYCES CAUDIGER* v. Höhnel.

Nous avons rencontré la première de ces deux espèces sur presque toutes nos souches, généralement quand elles avaient atteint un stade de décomposition avancé. Elle ne semble donc pas rare et, cependant, a été isolée du sol, en Hollande, pour la première fois seulement, en 1939.

La seconde a été signalée par Von Höhnel dès 1903, et, selon lui, est très commune sur les bois pourris. Nous l'avons, pour notre part, isolée une seule fois à partir du Frêne O. Or toutes deux présentent des ressemblances si considérables que nous nous sommes demandés si elles n'étaient pas identiques. Mais avant de discuter de leurs relations, il nous faut apporter quelques précisions sur le mode de formation de leurs conidies.

1°) *Bisporomyces chlamydosporis*.

Le mode de formation des conidies, comme celui de *Catenularia Heimii* et de *Cirrhomyces* est difficilement observable en raison de l'abondant exsudat formé au sommet du conidiophore et de la cessation d'activité des phialides dès que la tête conidienne est dispersée par l'eau.

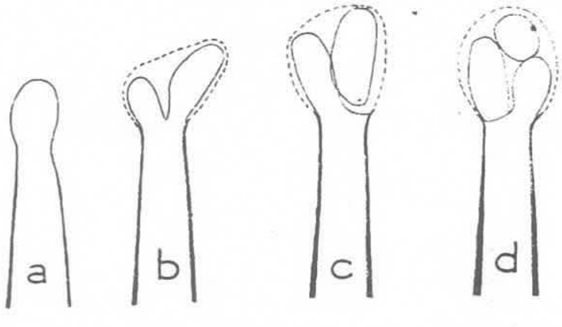


Fig. 12. — *Bisporomyces chlamydosporis*. Mode de formation des conidies ; le sommet du conidiophore est représenté de 2 h. en 2 h.

Les macroconidies germent rapidement et leur formation sur les jeunes hyphes est précoce ; beaucoup plus tard apparaissent, çà et là, des articles courts et larges, de teinte sombre, et qui donneront naissance à un conidiophore dressé, fuligineux, semi-trans-

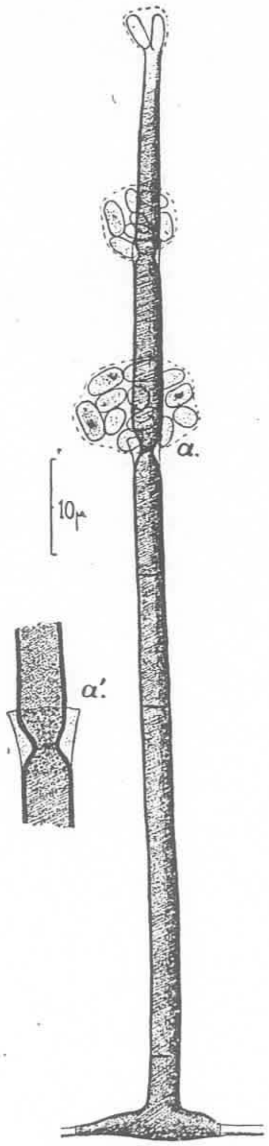


Fig. 13. — *Bisporomyces chlamydosporis*. Conidiophore porteur de trois têtes successives ; en a', la collerette a est représentée plus grossie.

parent et cloisonné. Quand ce dernier a atteint une certaine longueur, son sommet se dilate légèrement, puis, en se déchirant, se transforme en une collerette courte et large. On peut alors observer une conidie qui demeure quelque temps adhérente et

à la base de laquelle un bourgeon latéral se forme d'où dérivera une seconde conidie (Fig. 12). Puis la troisième se formera de même à la base de la première qui se détache alors seulement. Ceci explique l'aspect particulier de ces phialides décrites par VAN BEYMA et porteuses de 2-3 conidies adhérentes, à des stades divers de développement.

Nous venons d'indiquer que chez *Catenularia Heimii*, les phialides étaient susceptibles de proliférer de nouveaux articles fertiles ; DADE (1928) avait fait la même observation chez les *Thielaviopsis* et un semblable phénomène se retrouve encore ici ; il est même possible de rencontrer des conidiophores comportant jusqu'à 10 têtes conidiennes superposées et atteignant 600 μ de long (Fig. 13).

2° *Cirrhomyces caudiger.*

Comme précédemment, les macroconidies germent rapidement en émettant un tube hyalin et grêle ; cependant les chlamydospores qui se forment sont tantôt intercalaires, tantôt terminales, tantôt en chaînes ou solitaires (Fig. 14 B). Quant au mode de formation des microconidies, il est exactement le même que chez *Bisporomyces*, la seule différence tenant dans le fait que les conidies se groupent soit en masses globuleuses, soit en têtes cylindriques, parfois très longues (Fig. 14 A). Les deux formations se rencontrent côte à côte dans la même colonie et paraissent être en relation avec l'abondance plus ou moins grande du mucilage excrété. Enfin, comme chez *Bisporomyces*, les phialides peuvent proliférer et l'on note des têtes ou des cirrhes conidiens superposés.

La formation de longs cirrhes conidiens, l'aspect blanc pruineux des colonies ne laissent aucun doute sur l'identité de nos souches avec l'espèce de VON HÖHNEL. Afin de nous assurer que ces particularités ne résultent pas de la présence d'un microorganisme associé, nous avons procédé à des isolements sur milieux de pH compris entre 4,9 et 7,4 et à des cultures monospores. Les caractères signalés plus haut se sont toujours conservés et nous pouvons résumer comme suit les caractères différentiels de *Cirrhomyces* et de *Bisporomyces*.

Bisporomyces	*Cirrhomyces*
Mycélium stérile fuligineux	Mycélium stérile hyalin
Conidiophores cylindriques longs : 60-180, max. 600 μ	Conidiophores souvent atténués à la base courts : 30-120, max. 250 μ
Conidies toujours en têtes 4,3-4,7 × 2,7 μ. 2-guttulées	Conidies en têtes et en cirrhes 3-4 × 2 μ 1-guttulées
Chlamydospores 5-6 μ terminales solitaires	Chlamydospores 4-7 × 4-5 μ intercalaires, terminales en chaînes ou solitaires.

En ce qui concerne les caractères culturaux, les deux champignons forment des colonies humides céracées, d'aspect identique, mais celles de *Bisporomyces* sont toujours sombres, d'un noir intense ou brunâtre selon les milieux, tandis que celles de *Cirrhomyces* demeurent longtemps hyalines et se teintent tardivement de gris plus ou moins foncé ou d'ocracé.

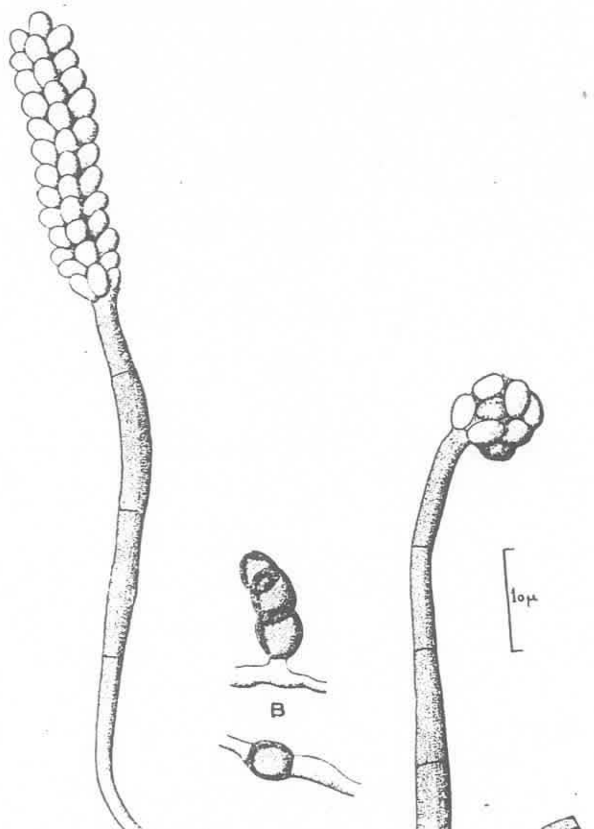


Fig. 14. — *Cirrhomyces caudiger* ; A. microconidiophore ; B. macroconidies.

On voit que ces différences sont faibles et ne portent sur aucun point fondamental ; même la formation des cirrhes ne nous apparaît pas essentielle : ce qui compte, c'est le mode de formation de conidies et celui-ci est identique dans les deux cas. On sait combien est artificielle la distinction entre les formes *Gliocladium* et *Clonostachys* ; or, on peut dire qu'il y a sensiblement la même différence entre ces deux genres qu'entre *Cirrhomyces* et *Bisporomyces*. Pourtant, puisqu'il est classique de maintenir distincts les deux premiers, nous nous abstiendrons de réunir les seconds sous un seul nom générique, malgré que cette solution soit bien tentante.

Il nous semble possible, après ce que nous venons de dire dans les pages précédentes, de suggérer la création d'une famille des Chalaracées comme Langeron (1949) l'a fait pour les Beauveriacées. Il est évident que cette « famille », comme toute famille de formes imparfaites, présente surtout un certain caractère de commodité et n'a qu'une valeur systématique discutable, puisque des appareils conidiens très proches les uns des autres peuvent accompagner des formes « parfaites » sans relations entre elles, dans l'état de nos conceptions.

Cette famille de l' « ordre » des Phialidés, serait caractérisée par :

1°) des cultures à croissance lente, d'aspect céracé ou pruineux, généralement sombres ;

2°) des conidiophores simples, longs, fuligineux, terminés par des phialides subcylindriques à collerette large (Conidies pseudo-endogènes), susceptibles de proliférer.

Elle se subdiviserait comme suit :

§ — Présence de microconidies seules :

1. — Collerettes tubuleuses, conidies cylindriques : *Chalara*.
2. — Collerettes infundibuliformes, conidies globuleuses ou piriformes : *Catenularia*.

§ — Présence de micro et de macroconidies :

1. — Collerettes tubuleuses, conidies successives formées une par une sur la phialide :
   — Conidiophores isolés, macroconidies en chaînes : *Thielaviopsis*.

— Conidiophores en bouquets, macroconidies solitaires : *Chalaropsis*.

2. — Collerettes infundibuliformes, conidies successives par 2-3 au sommet de la phialide (insertion latérale).

— Microconidies souvent en cirrhes : *Cirrhomyces*.

— Microconidies toujours en têtes : *Bisporomyces*.

Nous réunissons, dans cette famille, des espèces xérosporées et des espèces gloeosporées, ce qui est évidemment contraire au point de vue des auteurs anglais (WAKEFIELD et BISBY), mais nous ferons remarquer que la formation de têtes conidiennes « false heads » a été observée chez *Thielaviopsis* et *Chalaropsis* et que nous l'avons signalée chez *Catenularia*. Par ailleurs, la forme *Cirrhomyces* nous semble établir une intéressante transition entre Xéro et Gloeosporées puisque ses cirrhes représentent la forme en chaîne de conidies portées simultanément à plusieurs sur le même sommet végétatif, tandis que ses têtes, les seules à se former en cellule, marquent au moins une tendance aux myxospores. Enfin, il serait tout à fait anormal de séparer *Bisporomyces* de cette famille étant donnée l'extraordinaire affinité qu'il présente avec le genre *Cirrhomyces*.

BEAUVERIA VIRELLA (Fr.) n. comb.

Sur les troncs de Bouleaux morts, en Argonne, il est fréquent de trouver, en été et en automne, sur le bois dénudé ou sous l'écorce, de petits coussinets poudreux, de couleur terreuse plus ou moins teintée de bronzé, mesurant de 1 à 3 cm. de diamètre. Les conidies prélevées sur ces fructifications donnent, en culture, des colonies en tous points semblables à celles que nous avons obtenues très souvent de nos isolements méthodiques. Cette espèce semble donc très répandue sur Bouleau, mais fait constamment défaut sur les autres essences forestières.

Formation des Conidies. — En cellule sur Maltea-gélose, les conidies germent en 36 h. en émettant un tube grêle et hyalin. Les premiers conidiophores apparaissent quelques jours plus tard d'abord comme des filaments simples dressés et cloisonnés. Puis au-dessous de leur cloison terminale apparaît un verticille formé

généralement de 3 rameaux ; ceux-ci peuvent évoluer directement en phialides ou se ramifier à leur tour. Des phénomènes analogues se reproduisent au niveau des autres cloisons du même conidiophore entraînant ainsi la formation d'un système très compliqué de verticilles dont les ultimes rameaux sont des phialides (Fig. 15 et Pl. XIII D). Ces verticilles comportent très souvent trois rameaux, mais parfois beaucoup plus, ce qui conduit à la formation de fausses rosettes de phialides.

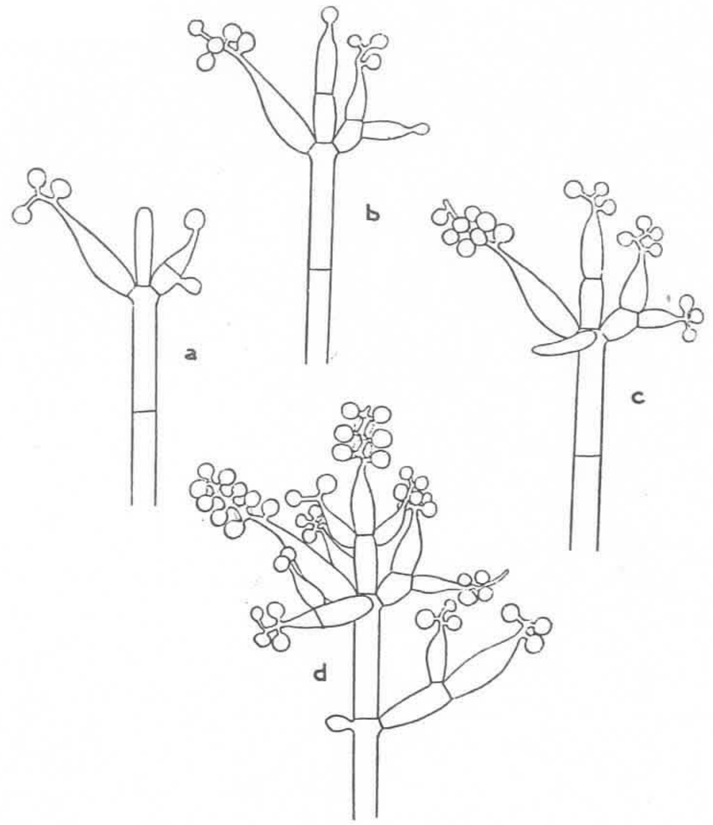


Fig. 15. — *Beauveria virella.* Développement du sommet d'un conidiophore. b, c, d respectivement 4 h. 30, 9 h. 30 et 24 h. après a.

Quant aux conidies elles se forment au sommet des phialides suivant le processus bien connu, particulier à la famille des Beauveriacées. Les cymes ainsi formées peuvent porter jusqu'à 10 conidies insérées chacune sur un denticule, mais l'aspect de leur axe est variable : souvent, il est en zig-zag et bien caractéristique, mais parfois il est contracté et presque rectiligne.

Caractères microscopiques. — Mycélium rampant hyalin, de diamètre régulier 2-4 µ, formé d'éléments moyens peu guttulés.

Conidiophores très nombreux, dressés, de longueur variable, mais pouvant atteindre 300 µ, très ramifiés, irrégulièrement en bas, en verticilles vers le sommet. Leurs axes principaux sont gros (diamètre jusqu'à 5,5 µ), colorés en brun ocracé verdâtre ; les ramifications deviennent progressivement plus grêles et hyalines. Phialides ventrues de 4-7 × 2-3 µ portant un bec atteignant 12 µ (Fig. 16).

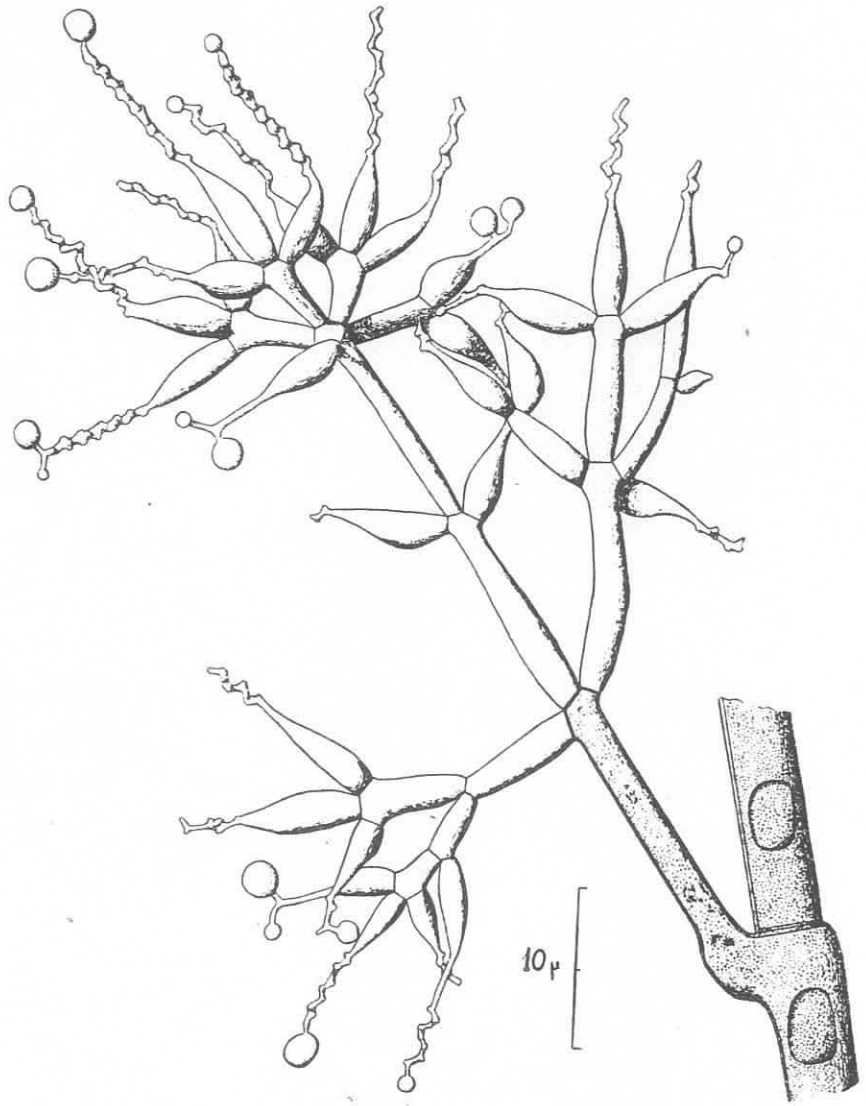


Fig. 16. — *Beauveria virella.* Rameau latéral d'un conidiophore dépouillé de ses conidies.

Conidies, d'abord hyalines, se teintant ultérieurement en brunâtre pâle, ovoïdes, larges de 1,6-2,2 × 1,9-2,4-(2,7) μ ou plus rarement globuleuses de 1,9 à 2,4 μ.

Caractères culturaux. — La croissance de cette espèce est assez lente et les cultures n'atteignent guère leur aspect caractéristique qu'après 1 mois. C'est celui-ci que nous décrivons ci-dessous.

MALTEA. Enduit uniforme poudreux finement floconneux, beige, brunâtre, passant au gris-vert et un peu duveteux, blanc au centre. Verso grisâtre.
CZAPEK. Très petites colonies en bouton, crayeuses, gris-brun, plus grises à la marge. Verso pigmenté de brun-noir.
SABOURAUD. Enduit à peu près continu, mastic brunâtre, laineux-poudreux. Verso brun-rougeâtre assez foncé.
CAROTTE. Pulvérulent, un peu laineux au centre, beige brun nuancé de lilacé.
POMME DE TERRE. Colonies petites, poudreuses, floconneuses beige-brun à marge céracée, brunâtre ou nulle.

Position systématique. — Par ses phialospores sèches portées sur un col en zig-zag, ce champignon se classe, sans conteste, parmi les Beauveriacées. Cette famille comporte deux genres : *Tritirachium* et *Beauveria*. Le premier comprend des espèces saprophytes et éventuellement parasites à thalle limité, très dense, d'allure rigide, d'aspect velouté, à rameaux fertiles raides, allongés, verticillés par 3. Il nous paraît préférable de considérer notre espèce comme un *Beauveria* dont elle possède le thalle plus lâche, floconneux-poudreux et les phialides trapues et renflées, bien que jusqu'ici ce genre ne renferme que des espèces parasites d'insectes.

Le genre *Beauveria* a été récemment passé en revue par SACCAS (1948) et nous renverrons le lecteur à ce travail. Aucune espèce de *Beauveria* ne répond aux caractéristiques de la nôtre ; seul, *B. Heimii* Saccas s'en rapproche par la teinte, mais son aspect est tout différent et LANGERON (loc. cit.) l'a transférée au genre *Tritirachium*.

Il est pourtant invraisemblable qu'une espèce aussi répandue dans la nature et si visible n'ait jamais été signalée. Nous avons pensé la reconnaître dans *Botrytis virella* décrit par Fries (*Sum. Veget. Scand.*) et dont une variété a été créée par KARSTEN (Hedwigia 1891). Les diagnoses sont assez rudimentaires, mais l'aspect pulvérulent, la coloration, les dimensions des conidies (3 μ), l'habitat sur Bouleau nous permettent de penser qu'il s'agit de

la même espèce dont nous n'avons malheureusement pas pu nous procurer de spécimen original.

MASSEE dans *British Fungus Flora* donne une diagnose plus complète, mais légèrement différente et il n'est pas sûr qu'il ait eu en mains le même champignon : le sien présente des conidiophores portant seulement près du sommet 2 à 4 rameaux courts, légèrement renflés, et croît sur toute sorte de bois pourri.

Nous proposons donc de reprendre, pour notre espèce, le nom spécifique de Fries et de la désigner désormais comme *Beauveria virella* (Fries) n. comb.

BEAUVERIA SIMPLEX n. sp.

Cette espèce a été isolée à plusieurs reprises du tronc de Frêne O. Son aspect macroscopique est très voisin de celui de *B. virella*

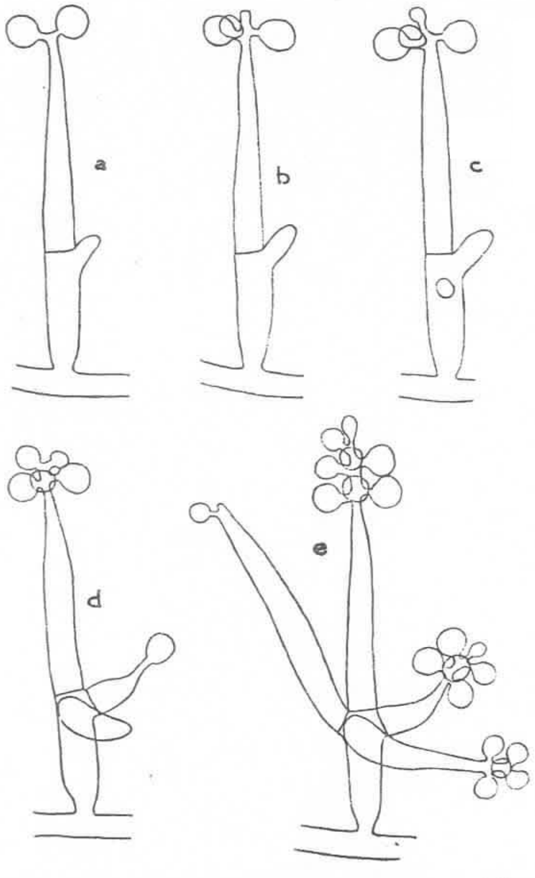


Fig. 17. — *Beauveria simplex*. Développement d'un conidiophore ; b, c, d et e respectivement 3 h. 30, 4 h. 15, 6 h. 30 et 24 h. après a.

mais, au microscope, elle en est nettement distincte par les caractères de son appareil conidien.

Formation des Conidies. — La germination des conidies, les caractères des premières hyphes, la date d'apparition des coni-

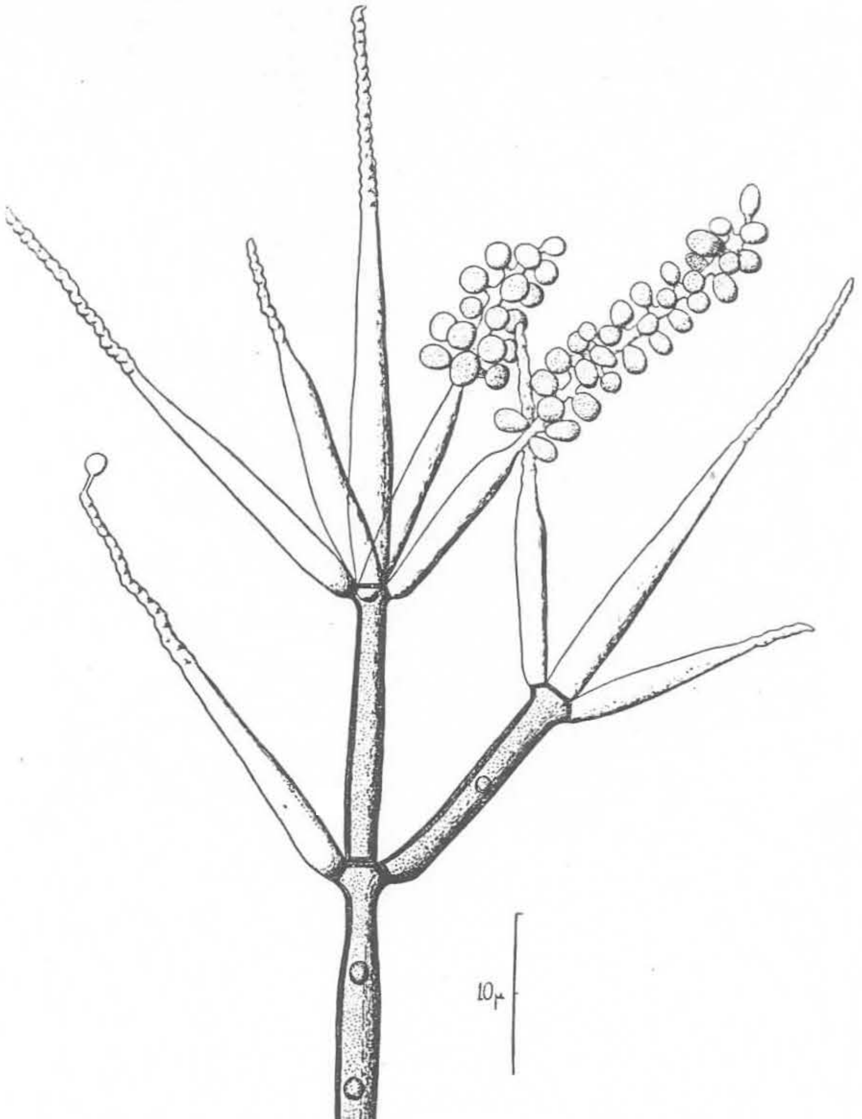


Fig. 18. — *Beauveria simplex.* Conidiophore.

diophores sont les mêmes que dans le cas de *B. virella*, mais les jeunes rameaux fertiles sont beaucoup plus courts, simples, non cloisonnés, ventrus, et longuement effilés. Puis une cloison trans-

versale apparaît délimitant une cellule-pied et une phialide sur laquelle les conidies se forment comme chez *B. virella* : toutefois chaque conidie apparaissant presqu'immédiatement à la base de la précédente, le col n'est pas, à proprement parler, en zig-zag et paraît seulement hérissé de petits stérigmates (Fig. 18).

Cependant, très rapidement, la cellule-pied du conidiophore bourgeonne, juste au-dessous de sa cloison distale, un ou plusieurs rameaux latéraux qui se transforment directement en phialide ou bien se comportent comme le rameau primaire (Fig. 17 et Pl. XIII E).

Caractères anatomiques. — Mycélium rampant, hyalin, de diamètre régulier (2-3 µ), composé d'éléments plutôt longs. Conidiophores très nombreux, hauts de 60-100 µ, formés d'éléments grêles de 2,3-3 µ de diamètre, relativement simples et composés parfois seulement d'une cellule-pied portant un verticille de 3 phialides ; mais le plus souvent, ces rameaux primaires portent à leur tour des rameaux secondaires verticillés, évoluant en phialides. Le nombre des éléments de chaque verticille varie de 2 à 4, mais on rencontre aussi des phialides solitaires disposées çà et là sur le conidiophore.

Phialides allongées 13-25 µ, très progressivement atténuées en un axe hérissé de stérigmates, atteignant jusqu'à 40 µ avec un diamètre à la base de 1 µ et au sommet de 0,5 µ et portant jusqu'à 100 conidies.

Les articles stériles du conidiophore sont brunâtres ocracés avec une paroi épaisse et les phialides sont pâles ou hyalines.

Conidies hyalines ou brunâtres pâles, globuleuses ou ovoïdes de 1,2-2 × 1,6-2,8 µ.

Caractères culturaux. — Comme pour *B. virella*, nous donnerons ici les caractères de cultures âgées de 1 mois.

MALTEA. Aspect très semblable à *B. virella*, mais de teinte argillacée jaunâtre sans nuance verte. Verso brun-grisâtre.

CZAPEK. Colonies très petites, pulvérulentes, beige-rosé, parfois à point blanc central. Verso chamois-brunâtre.

SABOURAUD. Revêtement uniforme céracé, plissé, sillonné, brunâtre-grisâtre, presque cérébriforme ; çà et là amas plus ou moins importants de mèches de même couleur, dressées ou couchées. Verso brunâtre.

CAROTTE. Même aspect que sur Maltea, bien que plus floconneux, beige à beige-gris argillacé.

POMME DE TERRE. Croissance pauvre : quelques petits flocons blancs, feutrés laineux, épars.

Position systématique. — La grande ressemblance de cette espèce avec *B. virella* nous incite à l'inclure dans le même genre, malgré ses rameaux fertiles élancés qui la rapprochent des *Tritirachium*, mais elle n'a pas le thalle dense des espèces de ce genre, pas plus que le rachis en zig-zag. Elle ne saurait se confondre avec *T. Heimii*, pour les raisons que nous avons indiquées à propos de *B. virella*. Par ailleurs, de ce dernier elle diffère par ses phialides beaucoup plus allongées, ses conidiophores plus courts et dont les verticilles ne comprennent que rarement plus de 3 rameaux. On n'y rencontre jamais ces rosettes de phialides caractérisant les *Beauveria* typiques (*B. effusa*, *B. virella*) et ses jeunes conidiophores restent longtemps simples.

Il est peu surprenant que cette espèce n'ait pas encore été signalée car elle a fort bien pu être confondue avec *B. virella* et il est possible qu'elle soit identique au champignon décrit par MASSEE sous ce nom. (cf. p. 25).

Pour rendre compte du caractère très particulier de son appareil conidien, nous proposons de la désigner sous le nom de *Beauveria simplex*, dont la diagnose suit :

Beauveria simplex n. sp.

Coloniis parce effusis, pulverulentis, griseo-luteis, ex hyphis sterilibus repentibus hyalinis consistentibus. Conidiophoris subsimplicibus, vel parce verticillatim ramosis ad 100 μ *altis. Ramulis fertilibus elatis,* 13-25 μ *longis, collo conidifero perlongo, verruculoso, recto preditis. Conidiis pallide brunneis, subglobosis,* 1,2-2 × 1,6-2,8 μ.

Hab. in ligno fraxineo putrido in Gallia orientali.

RHINOCLADIELLA ELATIOR n. sp.

Cette espèce est commune sur la plupart de nos bois. Les longs axes fertiles de ses conidiophores rappellent les cols des *Beauveria* et c'est pour cette raison que nous avons réservé leur étude jusqu'ici.

Formation des conidies. — En cellule sur Maltea-gélose, les conidies germent rapidement et on peut observer après 3 jours un mycélium grêle déjà pourvu d'éléments fertiles : ceux-ci sont alors, soit de simples diverticules latéraux des hyphes, soit des rameaux unicellulaires rampants et hyalins, cylindriques ou en bouteilles et qui nous paraissent être des phialides différenciées

ou rudimentaires. En effet, leur sommet atténué constitue un point méristématique sur lequel on peut rencontrer tout au plus deux conidies adhérant simultanément ; les autres se détachent et s'amassent en une tête globuleuse (Fig. 19 B et C). Un peu plus tard, apparaissent des conidiophores beaucoup plus développés ; ce sont des rameaux latéraux, dressés, pluricellulaires, simples ou rameux, d'abord hyalius et dont la base se teinte lentement de brun. Leurs conidies sont toujours acrogènes, encore parfois caduques et groupées en têtes, mais le plus souvent au

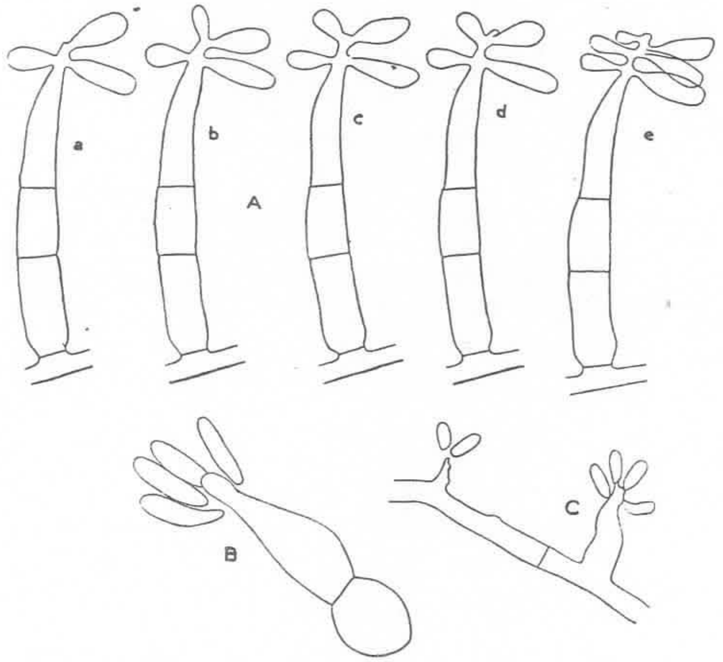


Fig. 19. — *Rhinocladiella elatior*. A. Mode de formation des conidies : b, c, d, e respectivement 1 h. 30, 3, h. 30, 4 h. et 10 h. 30 après a. B. Formation d'une tête conidienne par un conidiophore issu directement d'une conidie. C. Phialides rudimentaires à xérospores.

lieu de se détacher, elles restent fixées au col de la phialide et chacune d'entre elles devient latérale quand apparaît la suivante. En même temps, le sommet de la phialide s'allonge et il se forme ainsi des cymes conidiennes denses, d'abord courtes (Fig. 19 et Pl. XII, F) mais qui pourront atteindre une grande longueur dans les cultures âgées. Leur axe fertile est donc l'homologue de celui des *Beauveria*, dont il diffère seulement par un aspect beaucoup plus trapu et non en zig-zag.

Enfin, dans les cultures très âgées (5 à 6 mois au moins) certains conidiophores sont pourvus de deux cymes conidiennes superposées. L'inférieure comporte un axe épais et fuligineux ; les conidies y sont fixées sur des stérigmates volumineux ou même sur des lambeaux de parois et certaines d'entre elles se sont dilatées et teintées de brunâtre ; il est probable que nous rencontrons là un phénomène de prolifération de la phialide rappelant ceux que

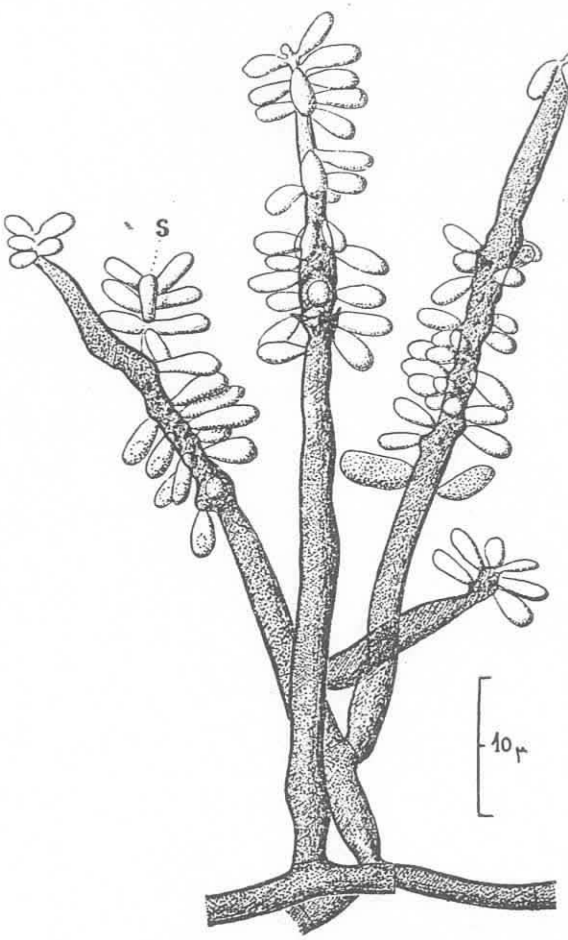


Fig. 20. — *Rhinocladiella elatior*. Conidiophores sur culture âgée.

nous avons signalés chez les Chalaracées ; mais la présence ici d'une cyme conidienne entraînerait la formation d'images plus complexes (Fig. 20). (On remarquera sur le conidiophore de gauche la présence du sommet S. de la cyme primaire rejetée latéralement au moment de la prolifération).

Il semble bien encore que la présence ou l'absence d'eau

détermine le mode de fonctionnement des phialides : ce sont les conidiophores dont le sommet est en contact avec le milieu humide qui portent des têtes conidiennes caduques, tandis que les cymes apparaissent sur les conidiophores dressés.

Caractères microscopiques. — Les colonies sur Maltea comportent un stroma plus ou moins immergé, noir, résistant, riche en gouttelettes huileuses et formé d'éléments globuleux ou ovoïdes. Le mycélium aérien est incolore ou brunâtre pâle. Celui du substratum est plus sombre. D'une largeur de 2-3 μ, il est constitué d'éléments moyens ou longs, de diamètre constant en général. On peut noter la tendance des filaments à s'agréger en synnémas et la présence de tortillons ressemblant à des ébauches glomérulaires.

Les conidiophores sont formés en grand nombre le long des hyphes et sur les tortillons ; ils sont solitaires ou en bouquets, le plus souvent simples et rigides, ou bien pourvus de 1-2 rameaux courts. Ils mesurent 60-100 × 3-4 μ mais peuvent atteindre 200 μ et être ramifiés à 1-2 degrés. Leur coloration est brun noir plus ou moins foncé. Leur diamètre est constant ou s'atténue progressivement vers le haut. Leur sommet fertile, effilé, peut atteindre 40 μ et porter plus de 100 conidies. Certains conidiophores sont réduits à un axe fertile, très court parfois, porté latéralement par un article d'une hyphe aérienne (Fig. 19 C).

Les conidies sont hyalines, étroitement elliptiques ou cylindriques, droites ou courbes, 1-2 guttulées, de 2,5-5,4 × 0,8-2,2 μ.

Caractères culturaux. — Ceux-ci concernent des cultures âgées de 15 jours.

MALTEA. ø 19 mm. Gris-noir bleuâtre, hérissé de synnémas flexueux, laineux à axe noir. Marge hyaline étroite. Verso gris-brunâtre foncé.

CZAPEK. ø 18 mm. Gris-bleuâtre pâle, recouvert d'une pruine blanche avec quelques mèches courtes au centre. Marge hyaline étroite. Verso gris-noir. Pigment jaune brunâtre diffusant.

SABOURAUD. ø 19 mm. Colonie hémisphérique formée d'une grosse touffe de synnémas dressés, gris-clair un peu lilacé, Verso brunâtre se tachant de gris-noir.

CAROTTE. 23 × 25 mm. Laineux hérissé, un peu surélevé, gris-bleuâtre.

POMME DE TERRE. ø 18 mm. Etalé, laineux tomenteux, blanc grisâtre.

Position systématique. — Nous avons vainement cherché dans la littérature une diagnose qui puisse s'appliquer à notre

espèce : seul *Botrytis cinereo-glauca* Ell. et Kell. (1890) présente certaines ressemblances avec elle, mais ses conidiophores semblent plus pâles et plus rameux. D'ailleurs nous ne sommes certainement pas en présence d'un *Botrytis*. Quant au genre *Rhinocladium*, il ne convient pas davantage puisque ses « conidies » ne sont pas des spores méristématiques. Les autres Hyphomycètes producteurs de radulaspores ont été passés en revue par Melin et Nannfeldt (1934) et il nous a semblé que nos souches pouvaient être rattachées au genre *Rhinocladiella* Nannf. Nous avons examiné en cellule *R. atro-virens* Nannf. espèce-type, et avons constaté que

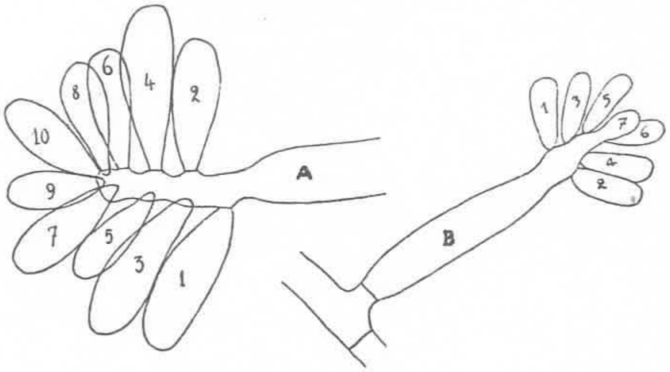


Fig. 21. — A. *Rhinocladiella elatior* ; mode d'insertion des conidies. B. *Rhinocladiella atro-virens* : conidiophore typique.

ce genre était caractérisé par la présence de phialides, soit rudimentaires et réduites à un petit bec latéral, soit bien différenciées, parfois rameuses et éventuellement pourvues d'un col étroit. Tout d'abord les conidies sont caduques et forment des têtes globuleuses. Mais bientôt le sommet de certains organes fertiles se couronne de conidies acrogènes groupées en cymes condensées. A vrai dire, ces formations restent courtes ; leur axe n'est pas constamment atténué et les conidiophores sont peu allongés et de coloration pâle comme les hyphes stériles. Par contre, les phialides sont susceptibles de proliférer et la figure 21 (A=*R. elatior* ; B=*R. atro-virens*) montre que, malgré leurs différences, notre espèce et celle de Nannfeldt sont très voisines. Nous décrirons donc notre champignon sous le nom de *Rhinocladiella elatior* n. sp. dont la diagnose suit :

Rhinocladiella elatior n. sp.

Coloniae in agaro cultae pulviniformes, atrae, cinereo-glaucae, lanoso-

floccosae e celluloso stromate hyphis tenuibus, 3 μ latis, repentibus fuscis pallidioribus aeriae tecto sistentes.

Conidiophoris erectis, infra fuligineis, rarius ramulosis, 60-100 μ altis, desursum attenuatis ; hic geruntur conidia numerosissima acrogene spicatim in collo sterigmatibus minutis ornato inserta, anguste ellipsoidea vel fere cylindrica, 1-2 guttulata, minuta 2,5-5,4 × 0,8-2, 2 μ.

Hab. in lignis putridis variis frequens in Argonnensi silva Galliae orientalis.

Pour y inclure cette espèce, il conviendrait sans doute de modifier quelque peu la diagnose générique de NANNFELDT et nous proposons la rédaction suivante :

Rhinocladiella Nannf. *emend.*

Hyphae sat tenues, vegetativae obscurae, membranis olivaceis septatae procumbentes vel adscendentes, fertiles laterales hyalinae vel fuscescentes, apice sterigmatibus parvulis conidioparis ornatae e prominentibus cellularum vegetativarum seu ex ramis repentibus vel erectis, simplicibus, quandoque ramosis consistentes. Conidia hyalina, tenuimembranata continua ellipsoidea

HAPLARIA GRISEA Link

Si nous croyons utile de dire quelques mots de cette espèce bien connue et souvent signalée — NANNFELDT (1934) la considère cependant comme critique, — c'est pour opposer ses « épis » sporifères aux « cymes » conidiennes que nous venons de décrire.

En cellule sur Maltea-gélose, les hyphes fertiles apparaissent

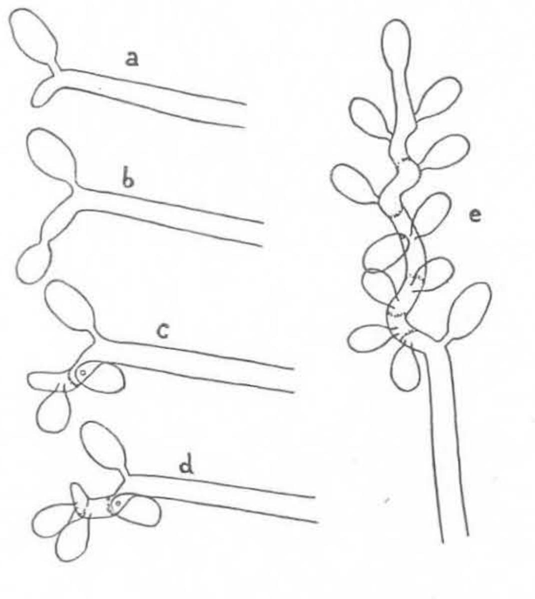


Fig. 22. — *Haplaria grisea.* Mode de formation des radulaspores ; les figures a, b, c, d, représentent le même conidiophore à intervalles réguliers de 2 h. 30 ; e après 24 h.

tardivement et en grand nombre sur le mycélium stérile. Ce sont des filaments dressés et plus ou moins rameux, ne différant à première vue de l'appareil végétatif que par leur groupement assez dense. Puis, au sommet de chaque rameau, apparaît une hernie portée par un court pédicelle, le rameau reprend ensuite sa croissance, en s'incurvant et un nouveau sommet se forme que va terminer une nouvelle hernie. Ainsi se constitue peu à peu un axe sinueux portant un manchon de spores (Fig. 22).

Mais cet axe revêt une signification très différente de celui des *Beauveria* car nous ne rencontrons pas ici un article effilé à croissance définie, mais un filament de diamètre constant dans toutes ses portions et dont la croissance est indéfinie ; on rencontre d'ailleurs, souvent, quelques conidies fixées çà et là le long des rameaux et dénotant que l'activité de ceux-ci s'exerce à divers moments de leur développement et non sur un sommet privilégié.

Nous n'avons donc pas affaire ici à des spores méristématiques, mais à des radulaspores comparables à celles des *Botrytis* et des *Rhinotrichum*. Cependant, à la différence de ce qui se passe dans ces deux genres, les spores en se détachant, laissent, non pas un stérigmate, mais une cicatrice à peine saillante.

Nous voudrions, en conclusion de ce chapitre, en prendre une vue d'ensemble et en dégager quelques idées d'une portée plus générale.

1°) Xérospores et myxospores. C'est Mason, on le sait, qui a proposé de distinguer ces deux types de spores en se basant sur les caractères physiologiques d'anémochorie et d'hydrochorie. Sa théorie a été reprise par Wakefield et Bisby (1941) et, ceux-ci en cherchant à la préciser, ont proposé à leur tour un critère nouveau, celui de la production, ou, non, par le champignon d'un exsudat agglutinant les conidies.

Nos *Phialophora* et *Margarinomyces*, ainsi que *Bisporomyces* sont incontestablement des Gloeosporées et les *Beauveria* appartiennent en toute certitude aux Xérosporées, ainsi sans doute que les *Rhinocladiella*. En effet, si ces derniers forment d'abord des myxospores en têtes d'aspect identique à celles de *Margarinomyces heteromorpha*, ils produisent ensuite des xérospores typiques que n'accompagne aucun exsudat.

Quant à *Catenularia Heimii*, *Scopulariopsis rhodogena* et *Cirrhomyces* ils doivent sans doute être rattachés au troisième groupe créé par Wakefield et Bisby (loc. cit.) et dont les représentants, qualifiés de formes de transition, produisent des spores sèches susceptibles, secondairement, de s'agréger en têtes humides par un processus d'origine externe.

Ajoutons que les conidies des espèces incontestablement xérosporées (*Penicillium*, *Beauveria* et même *Rhinocladiella elatior*) ne sont pas mouillables et flottent sur l'eau, tandis que les autres peuvent être aisément mises en suspension dans ce liquide.

2°) Mais il n'est pas possible de considérer l'eau comme un simple véhicule inerte et sans action sur la physiologie du champignon et nous avons vu son rôle dans le mode de formation des conidies chez *Margarinomyces heteromorpha* var. *robusta* et chez *Rhinocladiella elatior*. Des phénomènes semblables se retrouvent aussi chez *Beauveria effusa* dont les rares conidiophores rampants forment des conidies caduques. Dans tous les cas, il semble que la lyse de la cloison basilaire des conidies soit facilitée ou provoquée par la présence d'eau en excès au sommet des phialides. C'est sans doute un phénomène analogue qui rend compte de la dislocation et de l'enroulement des chaines conidiennes dans les formes de transition.

A ces formes xérosporées, aptes à se conduire en quelque sorte comme des Gloeosporées, s'oppose *Beauveria simplex* : chez ce dernier, les conidiophores immergés cessent de fonctionner.

Nous rapprocherons de ce phénomène le fait que, chez nos Chalaracées, un conidiophore qui n'est plus dressé ne produit plus de conidies, mais donne naissance à une hyphe végétative.

3°) Les divers appareils conidiens que nous avons étudiés sont caractérisés par la présence de phialides, mais celles-ci fonctionnent suivant des modes assez différents suivant que les conidies formées sont des xéro- ou des myxospores et qu'elles sont plus ou moins rapidement mises en liberté (Fig. 23).

Un premier groupe comprend des espèces dont les conidies s'individualisent immédiatement : celles-ci sont émises comme les gouttes tombant d'un compte-gouttes. Chez les Gloeosporées, elles forment des têtes directement et chez les formes de transition, après être demeurées plus ou moins longtemps en chaînes. Si ce

sont des xérospores, elles demeurent en chaîne jusqu'à leur dispersion (*Penicillium*).

Notons en passant que les chaînes des formes de transition sont essentiellement différentes de celles des *Penicillium*. Selon THOM, les conidies de ceux-ci sont entourées d'une membrane formée de deux couches, comme celle de la phialide et en continuité avec elle. Ici au contraire, la paroi du conidiophore se divise en deux couches : l'externe se déchire bientôt et forme la collerette et l'interne donne la paroi des conidies. Les chaînes conidiennes

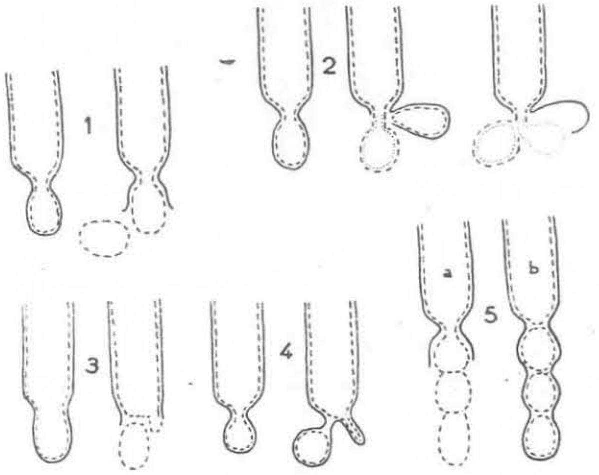


Fig. 23. — Schéma des divers types de conidiophores : 1. *Phialophora verrucosa* ; 2. *Margarinomyces heteromorpha* var. *robusta* ; 3. *Bisporomyces* ; 4. *Beauveria* ; 5. a. *Scopulariopsis rhodogena* ; b. *Penicillium* sp.

de *Scopulariopsis rhodogena* sont donc homologues des têtes des *Phialophora* plutôt que des chaînes des *Penicillium*. La présence ou l'absence d'une collerette apicale n'a, en soi, qu'une signification secondaire, mais elle est le témoin visible de l'essentiel, c'est-à-dire de la rupture de la paroi externe ; celle-ci est indéfiniment retardée chez les *Penicillium* et précoce au contraire chez *S. rhodogena*. Remarquons encore que cette dernière espèce est assez différente des *Scopulariopsis* au sens de BAINIER ; selon cet auteur, dans ce genre, les conidies sont entourées, comme chez *Penicillium* par la membrane externe de la phialide et celle-ci, à maturité, se fragmente et se contracte pour former un disjoncteur entre chaque spore.

Un second groupe comprend des espèces chez qui l'individualisation des conidies est plus ou moins retardée : le sommet végétatif est alors « obturé » par une conidie non caduque et un nouveau sommet apparaît par bourgeonnement latéral. Chez les Gloeosporées (*Bisporomyces*), la cloison basilaire apparaît tardivement, mais la conidie se détache bientôt après et un nouveau bourgeon se forme à sa place, Chez les Xérosporées (*Beauveria*) les conidies restent chacune en relation avec le col de la phialide jusqu'au moment de leur dispersion et les sommets fertiles successifs forment le rachis que nous avons figuré. Il faut remarquer qu'existe, sans doute, en ce qui concerne la structure de la paroi des conidies, la même différence entre *Beauveria* et *Bisporomyces* qu'entre *Penicillium* et *S. rhodogena.*

CHAPITRE III

DESCRIPTION DE LA FLORE FONGIQUE DE CERTAINS BOIS

Le lecteur ne trouvera pas ici de données quantitatives précises ; c'est que, en cette matière, les chiffres sont d'habitude sans valeur : l'Hyménomycète détruisant un tronc et l'ayant envahi entièrement apparaît en effet à quelques exemplaires seulement, tandis que notre vrille risque de s'être chargée d'innombrables conidies d'un *Cephalosporium* sans action sur le bois. Nous mentionnerons donc, à titre purement indicatif, le nombre de colonies recensées de chaque espèce quand ce nombre a pu être noté ; dans les autres cas, nous nous contenterons de faire suivre le nom du champignon considéré d'une ou de deux croix suivant sa fréquence plus ou moins grande.

Nous indiquerons aussi, pour chaque prélèvement, la méthode d'ensemencement donnant les meilleurs résultats puisque celle-ci est en relation avec le degré de contamination du bois.

En outre, pour chaque arbre, et à chaque époque, nous mentionnerons : 1°) l'aspect du bois ainsi que le type de pourriture dont il est atteint ; mais, souvent nos bois sont modifiés dans leurs

caractères physiques sans qu'apparaisse un mode de désagrégation bien déterminé.

2°) Les espèces récoltées fructifiées sur le tronc.

3°) Les espèces obtenues en culture. Nous avons ensemencé, d'habitude, séparément les prélèvements en surface (cambium et périphérie de l'aubier), et en profondeur (portion interne de l'aubier et bois de cœur).

I. — Frêne O

Le tronc, sans doute courbé accidentellement au moment d'une coupe datant des environs de 1930, avait dépéri au profit de rejets verticaux. Il était à peu près horizontal, sans contact avec le sol ; son diamètre à la base était de 18 cm. environ et sa longueur de 4 m. Le bois était inégalement altéré, l'écorce presqu'entièrement détachée et des mousses se développaient sur la face exposée au soleil.

10 octobre 1947.

1°) Le tronc portait :

Vestiges de *Leptoporus* sp.
Stemonitis axifera (Bull.) Macbr.
Calocera cornea Batsch.

2°) Le tronc a été divisé en trois zones :

a) Zone supérieure, les 20 cm. terminaux, formée de bois dur et noir.

b) Zone moyenne, faisant suite à la précédente et longue d'environ 2 m. Le bois en est pâle, très décomposé, spongieux (pourriture blanche).

c) Zone inférieure de bois dur et brunâtre. Longue d'environ 1 m. 50, elle unit la zone moyenne à la base encore vivante du tronc.

3°) Nous avons isolé, pour l'ensemble des trois zones :

Acrostalagmus Koningi Duché et Heim.	++
Penicillium spp.	++
Mucor sp.	1
Cladosporium herbarum (Pers) Link	++
Phialophora fastigiata (Lag. et Mel.) Conant	+
Paecilomyces TEK 2	2
Hormiscium sp.	1
Fusarium lateritium Nees	1
Alternaria tenuis auct.	+
Pullularia pullulans (de By.) Berkh.	+
Mycélium stérile A (1)	1
Mycélium stérile OAB 6	2
Mycélium stérile OAM 5	+

(1) Mycélium stérile A présente les caractères culturaux de *Epicoccum vulgare* Cda. auquel il paraît identique.

Le 4 janvier 1948.

1°) Aucune fructification n'est signalée sur le tronc.

2°) L'aspect du bois est inchangé.

3°) Les ensemencements sont faits par dilution et ont permis d'isoler :

a) Surface, toutes zones :

Mucor sp.	1	*Bisporomyces chlamydosporis* Beyma	1
Dasyscypha brevipila Le Gal	2	*Rhinocladiella elatior*	2
Penicillium spp.	++	*Margarinomyces heteromorpha*	+
Corticium coronilla v. H. et Litsch.	1	*Margarinomyces microsperma*	1
Aposphaeria OAJ 26	1	*Phialophora fastigiata*	+
Acrostalagmus Koningi	+	*Streptomyces* OAJ 25	+
Acrostalagmus H	1	Mycélium stérile OAP 16	1
Cephalosporium T	1	Mycélium stérile OAJ 16	1
Cephalosporium OAJ 22	1	Mycélium stérile OAJ 17	1
Cladosporium herbarum	2		

b) Profondeur, zones supérieure et moyenne.

Penicillium spp.	++	*Geomyces cretaceus* Traaen	1
Acrostalagmus Koningi	++	*Cladosporium herbarum*	2
Acrostalagmus albus Preuss	1	*Phialophora fastigiata*	1
Cephalosporium T	1	*Stemphylium* sp.	1

c) Profondeur, zone inférieure.

Penicillium spp.	++	*Phialophora fastigiata*	5
Acrostalagmus Koningi	++	*Phialophora verrucosa* Thaxter	1
Corticium coronilla	1	*Margarinomyces microsperma*	2
Cladosporium herbarum	2	*Rhinocladiella elatior*	1

Le 5 juillet 1948.

1°) On a récolté sur le tronc :

Au sommet :

Dasyscypha brevipila

Dans la zone moyenne :

Mollisia ligni Desm.
Hypoxylon rubiginosum Fr.

2°) L'aspect du bois n'est pas modifié.

3°) L'ensemencement a été fait uniquement par dilution et sans distinction de zone ; on a ainsi isolé :

a) Surface :

Mucor Ramannianus Möller	6	*Acrostalagmus Koningi*	++
Mortierella pusilla v. *isabellina* Zycha	1	*Cladosporium herbarum*	2
Mucor spp.	+	*Margarinomyces heteromorpha*	++
Penicillium spp.	++	*Phialophora fastigiata*	2
Dasyscypha brevipila	+	*Phialophora* OAP 10	+
Phoma OAJ 50	2	*Pullularia pullulans*	+

b) Profondeur :

Mucor Ramannianus	1	*Acrostalagmus Koningi*	1
Mucor spp.	++	*Candida* A	+
Penicillium spp.	++	*Cladosporium herbarum*	5

Le 25 octobre 1948.

1°) On a récolté sur le tronc :

Arcyria denudata (L.) Wetts.	*Calocera cornea*
Arcyria nutans (Bull.) Grev.	*Dasyscypha brevipila*
Cribraria vulgaris Schrad.	*Mollisia ligni*
Stemonitis axifera	*Karschia lignyota* (Fr.) Sacc.
Physarum nutans Pers.	*Hypoxylon rubiginosum*

2°) L'aspect du bois est toujours inchangé.

3°) Prélèvements et ensemencement comme ci-dessus.

a) Surface : toutes les boites ont été envahies par : *Mucor albo-ater* Naoumov, *Penicillium* spp., *Acrostalagmus Koningi*.

b) profondeur :

Mucor albo-ater	+	*Phialophora fastigiata*	21
Penicillium spp.	+	*Rhinocladiella elatior*	1
Mollisia ligni	1	*Phialophora* OAP 10	1
Acrostalagmus Koningi	+	Mycélium stérile OAP 16	2
Acrostalagmus albus	++	Mycélium stérile OAP 18	1
Cladosporium herbarum	++		

Le 11 juin 1949.

1°) Aucune fructification récente n'est à signaler.

2°) L'aspect du bois est inchangé

3°) Les ensemencements par dilution ont fourni :

a) Surface ; toutes zones

Mucor spp.	++	*Paecilomyces* TEK 2	3
Acrostalagmus Koningi	++	*Cladosporium herbarum*	2
Acrostalagmus H			

b) Profondeur ; moitié supérieure du tronc (2 à 4 m.)

Mucor Ramannianus	1	*Margarinomyces heteromorpha*	3
Acrostalagmus Koningi	+	*Phialophora verrucosa*	3
Acrostalagmus H	2	*Rhinocladiella elatior*	1
Beauveria simplex	1	*Trichosporon capitatum* Didd. et Lodd.	+
Candida A	+		
Cladosporium herbarum	2		

c) Profondeur : moitié inférieure de 0 à 2 m.

Paecilomyces TEK 2	2	*Cladosporium herbarum*	5
Oospora OAB 37	4	*Margarinomyces heteromorpha*	1
Acrostalagmus Koningi	+	Mycélium stérile OAB 38	1
Acrostalagmus H	++	Mycélium stérile OAB 41	1
Botrytis cinerea Pers.	1		

Le 10 octobre 1949, on a noté la présence sur le tronc de :

Ceratiomyxa fruticulosa (Müll.) Macbr.
Dasyscypha brevipila
Mollisia ligni
Orbilia sp.
Crepidotus mollis. (Fr. ex Schaeff.) Quél.
Helminthosporium apiculatum Cda.

Le 20 février 1950 :

1°) On a recueilli sur le tronc :

Dans la moitié supérieure :
Dasyscypha brevipila
Mollisia ligni

Dans la moitié inférieure :
Mollisia ligni
Exidia nucleata (Schw.) Burt.
Corticiée immature

2°) Dans la moitié supérieure du tronc, l'aspect est inchangé en surface, mais en profondeur, on observe une pourriture se traduisant par la formation de lames alternées gris-brun et rouge-brun ; le bois est très fragile. Dans la moitié inférieure, on peut noter un début de pourriture blanche dans la région faisant face au sol ; tandis qu'ailleurs, la teinte varie du gris au noir. Dans cette région, la consistance est encore dure.

3°) On a isolé :

a) Moitié supérieure, surface :

Mucor Ramannianus	1	*Acrostalagmus* H	1
Dasyscypha brevipila	6	*Cladosporium herbarum*	++
Penicillium spp.	++	*Bisporomyces chlamydosporis*	
Spheropsidée OAF 6	1	*Margarinomyces heteromorpha*	+
Geomyces cretaceus	1	*Phialophora fastigiata*	+
Scopulariopsis OAC 3	++	*Papulaspora* TEW 5	1
Acrostalagmus Koningi	++		

b) Moitié supérieure, profondeur :

Dasyscypha brevipila	4	*Cladosporium herbarum*	++
Penicillium sp.	1	*Bisporomyces chlamydosporis*	2
Acrostalagmus Koningi	1	*Phialophora* OAP 10	[illegible]
Beauveria simplex	8	*Margarinomyces heteromorpha*	+

c) Moitié inférieure, surface :

Mucor Ramannianus	2	*Scopulariopsis* OAC 3	++
Mortierella p. var. *isabellina*	2	*Bisporomyces chlamydosporis*	1
Penicillium sp.	+	*Cirrhomyces caudiger* v. Höhnel	16
Acrostalagmus Koningi	+	*Phialophora fastigiata*	++
Cephalosporium OAC 2	19	*Margarinomyces heteromorpha*	+

d) Moitié inférieure, profondeur :

Acrostalagmus Koningi	2	*Helminthosporium apiculatum*	3
Cephalosporium humicola Oudemans	+	*Phialophora fastigiata*	5
Mollisia ligni	5	*Margarinomyces heteromorpha*	++

Le 30 octobre 1950.

1°) On a recueilli sur le tronc :

Dasyscypha brevipila	*Diaporthe* sp.
Orbilia sp.	*Dactylium macrosporum*

2°) L'aspect et la consistance du bois ne sont pas sensiblement modifiés ; mais la moitié supérieure, brisée en février, après le prélèvement, repose sur le sol depuis lors.

3°) Les ensemencements par dilution ont donné :

a) Moitié supérieure surface :

Coniothyrium Fuckelii Sacc.	2	*Phialophora* OAP 10	2
Trichosporon capitatum	++	*Phialophora verrucosa*	2
Torulopsis sp.	++	*Cladosporium herbarum*	4
Margarinomyces heteromorpha	+		

b) Moitié supérieure en profondeur :

Trichosporon capitatum	++	*Phialophora verrucosa*	1
Torulopsis sp.	++	*Cladosporium herbarum*	2
Margarinomyces heteromorpha	4	H 2	1

c) Moitié inférieure surface :

Trichosporon capitatum	4	*Scopulariopsis* OAC 3	1
Rhodotorula sp.		*Margarinomyces heteromorpha*	7
Candida sp.	++	« *Chloridium* » sp.	+
Cephalosporium C8	1	*Dendrostilbella prasinula* v. H.	2

d) Moitié inférieure en profondeur :

Trichosporon capitatum	4	Mycélium stérile B 1 (=OAP 16 ?)	1
Cephalosporium humicola	2		
Cephalosporium B 10	2	Mycélium stérile A	2
Margarinomyces heteromorpha	9	Mycélium stérile B 7	1

(*à suivre*)

RECHERCHES MÉTHODIQUES SUR LES CHAMPIGNONS DE CERTAINS BOIS EN DÉCOMPOSITION

par M. **F. MANGENOT**

(Suite)

II. — Aulne T

Ce bois peut être utilement comparé au Frêne O. Le tronc de 10 cm. de diamètre à la base est dépourvu d'écorce, entièrement nu et fortement décomposé. Sa région inférieure seule repose sur le sol.

Le 5 avril 1948.

1°) On note sur le tronc, de vieux rhizomorphes d'*Armillariella mellea* (Fr. ex Vahl) Karsten. et des fructifications de *Leptoporus trabeus* (Rost.).

2°) Le bois est de coloration normale ou grisâtre et très mou ; il est teinté en surface de jaune ou de vert (*Chlorosplenium aeruginosum*) ou de brun-gris, tandis que, dans certaines régions, il est pulvérulent et noir, ressemblant à l'humus.

3°) La méthode d'ensemencement par dilution convient seule pour les prélèvements. On a isolé :

a) en profondeur :

Penicillium spp.	++	*Cladosporium herbarum*	+
Calocera palmata (Schum.) Fries	1	*Phialophora verrucosa*	13
Coniothyrium Fuckelii	3	*Phialophora fastigiata*	1
Cephalosporium macrocarpum Cda	1	*Rhinocladiella elatior*	2
Cephalosporium T	3	*Bisporomyces chlamydosporis*	6
Trichosporon capitatum	+	*Pullularia pullulans*	+
Geotrichum candidum Link	1		

b) Surface, bois pâle :

Mucor spp.	+	*Acrostalagmus Koningi*	[illegible]
Penicillium spp.	+	*Rhinocladiella elatior*	[illegible]
Aposphaeria pulviscula	1	Mycélium stérile TBA 8	1
Pyrenochaeta TBB 22	+	Mycélium stérile TBB 35	1
Cephalosporium macrocarpum	1		

c) Surface, bois pulvérulent et noir :

Mucor Ramannianus	2	*Cephalosporium macrocarpum*	6
Mucor spp.	++	*Phialophora fastigiata*	1
Penicillium spp.	++	Mycélium stérile TBA 8	1
Acrostalagmus Koningi	++		

Le 25 octobre 1948.

1°) On a recueilli sur le tronc :

Acanthostigma minutum (Fuck.) Sacc.	*Coryne sarcoides* Fuck.
Arachnopeziza aurata	*Leptoporus trabeus*

3°) Les boîtes d'isolement sont toutes envahies par *Acrostalagnus Koningi* et *Penicillium* spp.

Le 26 avril 1949.

1°) On note sur le tronc :

Dacryomyces deliquiescens (Bull.) Duby	*Leptoporus trabeus*

2°) Le bois a conservé le même aspect

3°) On a isolé seulement :

Mucor spp.	+	*Phialophora fastigiata*	[illegible]
Rhizopus nigricans Ehrenb.	1	*Bisporomyces chlamydosporis*	[illegible]

III. — Bouleaux

A. Bouleau B

Cet arbre, attaqué par *Ungulina betulina*, s'était brisé à 2 m. 50 du sol et nos prélèvements ne concernent que la région abattue. Celle-ci de 6 m. de long et de 20 cm. de diamètre environ reposait sur le sol par le faîte seul. L'écorce était entièrement conservée au moment de nos premiers prélèvements.

Le 5 avril 1948

1°) Le tronc portait :

Dans les 2 m. inférieurs :	Dans la partie supérieure :
Ungulina betulina (Bull.) Pat.	*Radulum orbiculare* Fr.
	Phlebia aurantiaca (Sow.) Karst.

2°) Le bois est dur, brun clair dans la zone à *Ungulina* et pâle plus haut où l'on note un début de pourriture blanche fibreuse.

3°) On a isolé :

a) Surface, par dilution.

Acrostalagmus Koningi	++	*Margarinomyces heteromorpha*	++
Beauveria virella	++	Mycélium stérile BBJ 1	5
Cladosporium herbarum	1		

b) Profondeur, ensemencement par les deux méthodes ; les souches obtenues par la méthode directe sont suivies de la lettre (D)

Hyménomycète BBJ 11	2(D)	*Trichosporon capitatum*	+(D)
Cytospora BBJ 10	1	*Margarinomyces heteromorpha*	1
Beauveria virella	++(D)	Mycélium stérile BBJ 1	5
Candida albicans (Rob). Berkh.	++		

Le 5 juillet 1948

1°) On n'a observé aucune fructification récente sur le tronc.

2° et 3°) Comme ci-dessus en ce qui concerne l'aspect du bois et les méthodes.

On a isolé :

a) Surface :

Mucor Ramannianus	1	*Cladosporium herbarum*	4
Mucor sp.	1	*Margarinomyces heteromorpha*	+
Penicillium spp.	++	*Phialophora* OAP 10	1
Beauveria virella	++		

b) Profondeur :

Ungulina betulina	1(D)	*Beauveria virella*	++
Mucor sp.	1	*Trichosporon capitatum*	+
Penicillium spp.	3	*Margarinomyces heteromorpha*	2
Aposphaeria pulviscula	1		

Le 25 octobre 1948

1°) On a récolté sur le tronc :

Arcyria denudata	*Radulum orbiculare*
Lycogala epidendrum (L.) Fr.	*Ungulina betulina*
Phlebia aurantiaca	*Beauveria virella*

2°) On a isolé par dilution :

a) Surface : les boîtes sont envahies par *Acrostalagmus Koningi*, *Penicillium* spp. et *Mucor Ramannianus*.

b) Profondeur :

Penicillium spp.	++	*Candida albicans*	++
Acrostalagmus Koningi	+	*Candida* B	7
Beauveria virella	++	*Cladosporium herbarum*	++

Le 26 avril 1949.

Sous son propre poids, le tronc s'est brisé en deux tronçons, l'un correspondant aux zones où avait fructifié *Ungulina betulina*, l'autre comprenant les régions où fructifiait *Radulum orbiculare*.

1°) Aucune fructification n'a été observée.

2°) Le bois, dans les zones à *Ungulina*, est spongieux, brun-rougeâtre avec lames blanches (Pourriture typique à *U. betulina*) et plus ou moins teinté de gris-noir en surface. Dans les zones à *Radulum*, il est mou, fibreux, décoloré sur quelques centimètres à la périphérie, dur et de teinte normale au centre.

3°) On a isolé :

a) Surface, par dilution seulement :

Mucor Ramannianus	++	*Acrostalagmus Koningi*	++
Mucor sp.	3	*Cladosporium herbarum*	2
Penicillium spp.	++		

b) Profondeur, zone à *Ungulina* ; par les deux méthodes :

Beauveria virella	++	*Cladosporium herbarum*	7
Candida albicans	++		

c) Profondeur, zone à *Radulum* ; ensemencement par les deux méthodes :

Beauveria virella	++	*Rhinocladiella elatior*	++
Candida albicans	++		

Le 15 juin 1949

On a noté sur le tronc :

Orbilia xanthostigma — *Mollisia* sp.

Le 8 octobre 1949

1°) On a noté sur la portion à *Radulum*

Rosellinia sp.
Orbilia xanthostigma
Peniophora subcremea v. Höhnel et Litsch.
Triposporium elegans

et sur la portion à *Ungulina*.

Peniophora guttulifera (Karst) Sacc.

2°) L'aspect du bois est le même qu'en avril.

3°) Les ensemencements sont tous faits par dilution. Ils ont permis d'isoler :

a) Surface, zone à *Radulum*

Mucor Ramannianus	11	*Cephalosporium humicola*	++
Mucor spp.	+	*Candida* A	++
Penicillium spp.	++	*Margarinomyces heteromorpha*	3
Scopulariopsis rhodogena	8	*Margarinomyces heteromorpha* var. *robusta*	1
Acrostalagmus Koningi	++		
Beauveria virella	++	*Bisporomyces chlamydosporis*	5

b) Profondeur, zone à *Radulum*

Mucor Ramannianus	10	*Candida* B	++
Acrostalagmus Koningi	3	*Cladosporium herbarum*	1
Beauveria virella	++	*Bisporomyces chlamydosporis*	4

c) Surface, zone à *Ungulina*

Mucor Ramannianus	7	*Pyrenochaeta Bergevini* Roll.	1
Mortierella p. var. *isabellina*	10	*Acrostalagmus Koningi*	+
Mucor spp.	++	*Cladosporium herbarum*	1
Penicillium spp.	++		

d) Profondeur, zone à *Ungulina*

Dictyostelium minutum Raper	++	*Gliocladium deliquescens* Sopp.	1
Pythium sp. ?	++	*Beauveria virella*	++
Mucor Ramannianus	++	*Candida albicans*	++
Mortierella p. v. *isabellina*	2	*Candida* B	++
Penicillium spp.	10	*Cladosporium herbarum*	++

Le 18 avril 1950

1°) On a noté sur la moitié à *Radulum* :

Orbilia xanthostigma — *Mollisia* sp.

Sur les deux moitiés, des Corticiées immatures.

2°) Dans la zone à *Radulum*, la pourriture fibreuse s'est étendue en profondeur tandis que la surface se teintait de grisâtre, brunâtre, jaunâtre, avec taches plus foncées ou carminées. Dans la zone à *Ungulina*, le bois est pulvérulent brun-jaune.

3°) Tous les ensemencements sont faits par dilution. Ils ont donné :

a) Surface, zone à *Radulum* : les boîtes sont toutes envahies par *Acrostalagmus Koningi*. On n'a donc noté que :

Mucor Ramannianus	3	*Penicillium* sp.	1

b) Profondeur, zone à *Radulum* :

Coryne sarcoides	1	*Rhinocladiella elatior*	
Beauveria virella	++	*Phialophora* OAP 10	

c) Surface, zone à *Ungulina*. Toutes les boîtes sont envahies par *Acrostalagmus Koningi*. On n'a donc isolé que :

Mucor Ramaniannus	8	*Penicillium* spp.	
Mucor sp.	1	*Candida albicans*	

d) Profondeur, zone à *Ungulina* :

Mucor sp.	1	*Candida albicans*	
Penicillium spp.	++	*Cladosporium herbarum*	
Beauveria virella	++		

Le 30 octobre 1950

1°) On a noté sur la moitié à *Radulum* :

Melanomma Heufleri Sacc.
Orbilia xanthostigma
Coryne sarcoides
Sirobasidium cerasi B et G.
Gloeocystidium coroniferum v. H. et L.
Gloeotulasnella metachroa B et G.

et sur la moitié à *Ungulina* :

Arcyria denudata
Calloria sp. ?
Arachnopeziza aurata
Caldesiella viridis (A. et S.) Pat.

2°) L'aspect du bois est inchangé.

3°) On a isolé par dilution :

a) Moitié à *Radulum*, en surface :

Mucor spp.	6	*Margarinomyces heteromorpha*	
Penicillium spp.	4	*Bisporomyces chlamydosporis*	
Cladosporium herbarum	9		

b) Moitié à *Radulum*, en profondeur :

Dictyostelium minutum	++	*Phialophora* OAP 10	
Penicillium sp.	1	*Cladosporium herbarum*	
Candida albicans	++	*Cordana* sp.	
Beauveria virella	++	Mycélium stérile BBJ 1	
Bisporomyces chlamydosporis	3		

c) Moitié à *Ungulina* en surface :

Beauveria virella	7	*Cladosporium herbarum*	
Margarinomyces heteromorpha	4	Mycélium stérile BUS 3.	

d) Moitié à *Ungulina*, en profondeur :

Dictyostelium minutum	++	*Bisporomyces chlamydosporis*	
Penicillium spp.	4	*Rhinocladiella elatior*	
Candida albicans	++	*Cladosporium herbarum*	
Beauveria virella	++	*Cordana* sp.	
Margarinomyces heteromorpha	2	BUP 2	

B. *Bouleau* P.

Des prélèvements ont été effectués dans un premier tronc, attaqué par *Ungulina betulina* et abattu par le vent, le 11 octobre 1947. On a obtenu par ensemencement direct :

Beauveria virella	++	Mycélium stérile PBB 1	1
Rhinocladiella elatior	1		

Le second tronc était debout, mais sa résistance était assez réduite pour qu'on puisse l'abattre par simple poussée. On y pouvait distinguer une région inférieure, jusqu'à 3 m., de bois encore dur mais présentant une pourriture typique à *Ungulina betulina* et une région supérieure de 3 à 7 m. formée de bois ferme, pâle, faiblement teinté en surface de jaune-brun ou de brun avec, tout en haut, quelques taches de *Chlorosplenium aeruginosum*.

Tous les ensemencements ont été faits par méthode directe.

Le 31 octobre 1947

1°) Sur le tronc : *Ungulina betulina*

2°) On a isolé :

a) Ecorce, région inférieure :

Penicillium spp.	++	*Beauveria virella*	3
Acrostalagmus Koningi	++	*Rhinocladiella elatior*	1

b) Bois, région inférieure :

Penicillium spp.	++	*Acrostalagmus Koningi*	++

c) Ecorce, région supérieure :

Mucor sp.	+	*Acrostalagmus albus*	++
Penicillium spp.	++	*Cladosporium herbarum*	1
Radulum orbiculare ?	1	*Fusarium bulbigenum*	5
Acrostalagmus Koningi	++	Mycélium stérile A	2

d) Bois, région supérieure :

Penicillium spp.	++	*Phialophora* OAP 10	1
Coryne sarcoides	2	*Fusarium bulbigenum*	1
Beauveria virella	++		

Le 5 juillet 1948

a) Ecorce de la région inférieure :

Penicillium sp.	+	*Margarinomyces heteromorpha*	11
Ungulina betulina	1	*Rhinocladiella elatior*	10
Acrostalagmus Koningi	1	Mycélium stérile PCC 8	1
Beauveria virella	++		

b) Bois, région inférieure :

Mucor sp.	1	*Beauveria virella*	1
Penicillium sp.	1	*Papulaspora* PCB 4	1
Acrostalagmus Koningi	1		

c) Ecorce région supérieure :

Mucor Ramannianus	3	*Acrostalagmus Koningi*	1
Penicillium sp.	+	*Beauveria virella*	++

d) Bois, région supérieure :

Mucor sp.	1	*Cladosporium herbarum*	[illegible]
Penicillium spp.	++	Mycélium stérile PCH 11	1
Beauveria virella	++	Mycélium stérile PCH 12	1
Candida albicans	++		

IV. — Marsaules

Nous avons rencontré un groupe de trois Marsaules (*Salix capraea*, victimes à la base de *Armillariella mellea* et, au sommet, de *Trametes rubescens*, tous relativement peu décomposés.

A. *Saule* D

Cet arbre, de 12 cm. de diamètre environ, portait encore à la base de très petits rameaux vivants ; son écorce était entièrement conservée et couverte de lichens et de mousses. Dès avant le premier prélèvement, nous l'avons sectionné à 1 m. 50 au-dessus du sol et les renseignements qui suivent ne concernent que la portion abattue.

Le 25 octobre 1948

1°) On a recueilli sur le tronc :

Trametes rubescens Fr., au sommet   *Phellinus salicinus* (Pers.) Quél.

2°) Le bois ne présente pas de signe de décomposition.

3°) On a isolé :

a) Surface (par dilution seulement) :

Penicillium sp.	2	*Phialophora Lagerbergii* (Nannf.) Conant	2
Sphaeronema cladoniscum (Ach.) Fr.	3	Mycélium stérile TDJ 7	1
Torula sp.	1		

b) En profondeur (par les deux méthodes) :

Mucor spp.	6	*Sphaeropsis* TDH 22	1
Chaetomium globosum Kze.	1	*Cephalosporium* TDH 14	+
Cladosporium herbarum.	7	*Phialophora Lagerbergii*	2
Margarinomyces heteromorpha	20	*Pullularia pullulans*	+
Penicillium spp.	4	*Fusarium solani* (Mart.) Sacc.	1
Corticium expallens Bres.	5		

Le 26 avril 1949

1°) On n'a noté aucune fructification récente.

2°) Les ensemencements sont effectués par les deux méthodes ; les espèces isolées directement sont suivies de la lettre D, celles obtenues par dilution de la lettre d. On a noté :

a) Surface :

Mucor Ramannianus	+ (Dd)	*Cytospora* TDJ 9	1 (D)
Mortierella p. v. isabellina	+ (Dd)	*Acrostalagmus* H	++ (Dd)
Corticium expallens	1 (D)	*Bisporomyces chlamydosporis*	4

b) Zones profondes :

Penicillium spp.	+ (d)	*Phellinus salicinus*	1 (D)
Coryne sarcoides	1 (D)		

Le 8 octobre 1949

1°) On a recueilli sur le tronc :

Phellinus salicinus (base) *Trametes rubescens* (sommet)

2°) L'aspect du bois est généralement inchangé, mais, çà et là, sa consistance est plus molle et sa coloration plus pâle. En surface, on peut noter des lames citron clair recouvrant des taches de bois gris-verdâtre.

3°) Tous les isolements sont obtenus par la méthode directe. Ce sont :

a) Surface :

Mucor Ramannianus	1	*Candida albicans*	+
Mucor spp.	+	*Cladosporium herbarum*	1
Penicillium sp.	1	*Margarinomyces heteromorpha*	+
Corticium expallens	1		

b) Profondeur :

Coryne sarcoides	1	*Candida albicans*	+
Ophiostoma T.	1	*Margarinomyces heteromorpha*	+
Corticium expallens	1	*Cylindrocarpon radicicola* Wr.	3
Acrostalagmus albus	1		

Le 18 avril 1950

1°) On n'a noté aucune fructification récente et le bois n'a pas subi de changement notable.

2°) Les ensemencements par méthode directe donnent, seuls, de bons résultats :

a) Surface :

Corticium expallens	2	*Acrostalagmus* H.	2
Mortierella p. v. *isabellina*	2		

b) Zones profondes :

Corticium expallens	1	*Coryne sarcoides*	1
Phellinus salicinus	1	*Acrostalagmus* H.	1

Octobre 1950.

1°) On note sur le trônc :

Phellinus salicinus et *Trichia varia* Pers. (1)

2°) Dans la moitié supérieure du tronc, le bois est pâli et assez mou (pourriture blanche) sur une épaisseur de quelques centimètres à la périphérie. Plus au centre, il paraît inaltéré. On peut encore noter, au sommet, des plages grisâtres et des taches noires. Dans la zone inférieure, le bois est uniformément blanc roussâtre et dur, plus foncé en surface, où il est un peu fibreux.

3°) On a isolé par les deux méthodes :

a) Régions superficielles :

Mucor sp.	1	*Margarinomyces heteromorpha.*	[illegible]
Corticium expallens	1	*Acrostalagmus* H	3
Trichosporon capitatum	2	*Papulaspora* TEW 5	1

b) Régions profondes à *Phellinus* :

Penicillium spp.	+	*Rhodotorula* sp.	1
Phellinus salicinus	3		

c) Régions profondes à *Corticium* :

Coryne sarcoides	10	*Candida* sp.	1
Corticium expallens	2		

B. *Saule* C

Le 25 octobre 1948

1°) On note sur l'arbre :

Coryne sarcoides	*Crepidotus mollis*
Hypoxylon confluens	

2°) Le bois est dur, sec, grisâtre ou noirâtre en surface, apparemment inaltéré en profondeur. Son écorce est en grande partie détachée.

3°) On a obtenu par dilution :

Mucor spp.	++	*Acrostalagmus Koningi*	3
Coryne sarcoides	+	*Rhinocladiella elatior*	[illegible]

(1) *C. expallens* n'a fructifié sur ce tronc qu'en octobre 1951.

C. *Saule* E

Cet arbre, d'un diamètre de 20 cm. environ, était apparemment très semblable au Saule D, bien que sa mort soit probablement plus récente et les rhizomorphes d'Armillaire moins développés. Nous ne l'avons abattu qu'en avril 1949 et notre premier prélèvement ne concerne donc que la portion inférieure du tronc jusqu'à 3 m. On remarquera que sa flore est nettement différente de celle du Saule D, pourtant son voisin dans la forêt.

Le 25 octobre 1948.

1°) On a noté sur le tronc :

Rhizomorphes d'*Armillariella mellea* de la base jusqu'à 0 m 30.
Melanopus nummularius (Bull.) Quel. à 3 m, sur un rameau latéral brisé à quelques centimètres du tronc.
Trametes rubescens au sommet.

2°) Le bois est dur et paraît inaltéré.

3°) On a isolé :

a) Profondeur de 0 à 0,40 m. (Zone à rhizomorphes).

Penicillium spp.	3	*Torula* sp.	9
Coryne sarcoides	1	*Phialophora fastigiata*	++
Pezicula cinnamomea	2	*Rhinocladiella elatior*	++
Cephalosporium T.	6		

b) Profondeur de 0,40 à 3 m.

Penicillium spp.	+	*Beauveria effusa* (Beauv.) Vuill.	2
Coryne sarcoides	2	*Cladosporium herbarum*	1
Pezicula cinnamomea	3	*Phialophora fastigiata*	1
Melanopus nummularius	2	*Phialophora Lagerbergii*	++
Myxosporium TES 1	1	*Trichosporon capitatum*	7
Acrostalagmus Koningi	+	*Margarinomyces heteromorpha*	1

Le 26 avril 1949

1°) On n'a noté aucune fructification récente.

Le tronc abattu a été aussitôt transporté à 150 m. de là, dans un sous-bois de nature et de climat identiques.

2°) Les prélèvements sont effectués quelques jours plus tard et répartis dans les quatre zones suivantes :

— Zone inférieure de 0 à 1 m. 20 (Zone B) : le bois est dur, de teinte normale, avec quelques lignes noires en surface. Les rhizomorphes sont abondants dans toute cette zone.

— Zone comprise entre 1,20 et 3 m., c'est-à-dire entre la limite

supérieure des rhizomorphes et le rameau à *Melanopus*. Le bois est blanc, dur, teinté çà et là de jaune citron ou de gris en surface (Zone H).

— Zone comprise entre 3 et 5 m., c'est-à-dire entre le rameau à *Melanopus* et la base de la branche à *Trametes*. Le bois est blanc, dur, marqué en surface de lignes noires et de bandes brunâtres (Zone T).

— Zone supérieure de 5 à 7 m. Le bois est blanc ou brun-rouge et dur, sauf tout à fait au sommet où il est assez mou. En surface, il est fragile, fibreux, blanc ou diversement teinté du jaune-verdâtre au brun-noir (Zone Y).

3°) On a isolé les espèces suivantes :

a) Surface B. Isolements par les deux méthodes :

Penicillium sp.	+ (d)	*Geomyces cretaceus*	3 (d)
Armillariella mellea	1 (D)	*Phialophora fastigiata*	1 (D)

b) Profondeur B ; méthode directe.

Penicillium sp.	1	*Phialophora fastigiata*	1

c) Surface H ; méthode directe :

Paecilomyces TEK 2	1	*Pezicula cinnamomea*	3

d) Profondeur H ; deux méthodes :

Coryne sarcoides	2 (D)	*Cladosporium herbarum*	1 (d)
Pezicula cinnamomea	1 (D)		

e) Surface T ; deux méthodes :

Beauveria effusa	1 (D)	*Phialophora Lagerbergii*	3 (d)
Aposphaeria TET 4	1 (d)	*Phialophora fastigiata*	3 (d)
Sphaeronema (?) TET 6	1 (d)	Mycélium stérile TET 1	+ (d)

f) Profondeur T ; méthode directe :

Myxosporium TES 1	2

g) Surface Y ; deux méthodes :

Pyrenochaeta Bergevini	1 (D)	*Cylindrocarpon album* (Sacc.) Wr.	1 (D)
Margarinomyces heteromorpha	++ (d)	Mycélium stérile TEZ 1	1 (d)

h) Profondeur Y ; ensemencement direct :

Cylindrocarpon album	1	Mycélium stérile TEY 1	2

Le 8 octobre 1949

1°) On a noté en surface :

Mucor sp. et *Helicoma Mülleri* Cda dans zone T.
Nectria cinnabarina sur l'écorce de la zone Y.

2°) L'aspect du bois est inchangé, mais on peut noter, dans la zone Y, des lames superficielles citron recouvrant du bois teinté de gris-vert et semblables à celles signalées chez le Saule D.

3°) On a isolé :

a) Surface B ; deux méthodes :

Penicillium spp.	++	*Margarinomyces heteromorpha*	2

b) Profondeur B ; méthode directe :

Coryne sarcoides	2	*Cladosporium herbarum*	1
Pezicula cinnamomea	3	*Phialophora fastigiata*	1

c) Surface H ; toutes les souches sont isolées par méthode directe sauf les Mucorales :

Mucor spp.	+	*Cladosporium herbarum*	2
Paecilomyces TEK 2	2	*Pullularia pullulans*	++
Acrostalagmus Koningi	1		

d) Profondeur H ; méthode directe :

Paecilomyces TEK 2	1	*Pezicula cinnamomea*	3
Coryne sarcoides	1	*Phellinus salicinus*	2

e) Profondeur T ; méthode directe :

Coryne sarcoides	7	*Trichosporon capitatum*	+
Cephalosporium TES 9	4	*Torula* sp.	+
Cephalosporium TES 10	1	*Cladosporium herbarum*	+
Botrytis cinerea	1	*Phialophora Lagerbergii*	1

f) Surface T et Y ; par dilution seulement :

Mucor Ramannianus	2	*Cephalosporium humicola*	4
Mortierella p. v. isabellina	4	*Cephalosporium* TEW 13	3
Mucor sp.	4	*Rhodotorula* sp.	2
Penicillium sp.	1	*Papulaspora* TEW 5	++
Coryne sarcoides	2	*Margarinomyces heteromorpha*	+
Pyrenochaeta Bergevini	1	*Cylindrocarpon album*	3

g) Profondeur Y ; deux méthodes :

Coryne sarcoides	4 (D)	*Phellinus Friesianus* (Bres). B et G.	3 (D)
Trametes rubescens	1 (D)	*Acrostalagmus Koningi*	1 (d)

Le 18 avril 1950

1°) On a noté sur le tronc :

Palmettes de *Armillariella Mellea* dans la zone B.
Melanomma Aspegrenii (Fr.) Fuckel dans la zone T.

2°) En général, le bois garde le même aspect qu'à l'automne

précédent ; cependant, dans la zone B, il présente des taches variant du brun-gris au brun-jaune et au noir et l'écorce tend à se détacher dans la zone T qui se teinte de gris-noir.

3°) On a isolé, par les deux méthodes d'ensemencement :

a) Surface B :

Corticium coronilla	1 (D)	*Alternaria tenuis*	1
Phialophora fastigiata	9		

b) Profondeur B :

Myxosporium TES 1	1 (D)	TDB 103	1 (D)
Candida albicans	++ (D)	TDB 104	1 (D)
Phialophora fastigiata	3 (D)		

c) Surface H :

Mucor sp.	1	*Margarinomyces heteromorpha*	3
Penicillium sp.	3	*Phialophora fastigiata*	1 (D)
Phellinus salicinus	1 (D)	TEH 106	++
Geotrichum candidum	1	TEH 108	++

d) Profondeur H :

Coryne sarcoides	1 (D)	*Phialophora fastigiata*	1
Phellinus salicinus	1 (D)		

e) Surface T. :

Mucor sp.	1 (D)	*Phialophora Lagerbergii*	+
Coryne sarcoides	3	*Margarinomyces heteromorpha*	++
Scopulariopsis TET 107	1	TET 106	++
Fusarium bulbigenum	1 (D)		

f) Profondeur T :

Coryne sarcoides	8 (D)	TES 102	1
TES 101	1	TES 103	2

g) Surface Y :

Coryne sarcoides	2 (D)	*Phialophora Lagerbergii*	6
Beauveria effusa	1 (D)	*Phialophora fastigiata*	1
Acrostalagmus H	1 (D)	TEW 103	1 (D)
Margarinomyces heteromorpha	++		

h) Profondeur Y :

Coryne sarcoides	5	Mycélium stérile TEY 1	1
Phialophora Lagerbergii	2		

Le 28 juillet 1950

On a noté sur le tronc :

Zones B et H : Rhizomorphes d'*Armillariella mellea* et *Phellinus salicinus*. *Melanopus nummularius* sur le rameau où il avait été trouvé précédemment.

Zone T : *Melanomma Aspegrenii, Coryne sarcoides, Helicoma Mülleri.*
A la limite des zones T et Y : *Dochmiopus pubescens* (Bres.)
Zone Y : *Lycogala epidendrum.*

Octobre 1950.

1°) A l'exception de *Lycogala*, on a rencontré les mêmes espèces qu'en juillet. En outre *Trichia varia* fructifie au niveau des fentes de l'écorce, tout le long du tronc.

2°) Zone B : le bois est brun-fauve avec de grandes taches blanches cernées de brun-noir et des plages grisâtres, en surface, où sa résistance paraît un peu réduite. En profondeur, le bois est normal avec quelques taches brun-noir.

— Zone H : le bois paraît inaltéré, mais avec de petites taches grisâtres superficielles.

— Zone T : la résistance du bois est conservée ; sa coloration est normale avec quelques taches grises en profondeur ; en surface, elle est presque noire cependant que l'aubier se teinte de gris sur quelques millimètres.

— Zone Y : le bois est encore ferme en profondeur. En surface, il est brun et dur, ou plus souvent, blanc-jaunâtre à brun-jaunâtre, mou et parcouru par un mycélium blanc bien visible.

3°) Pour les prélèvements, on a étendu ceux de la zone T jusqu'à 6 m., limitant la zone Y au mètre supérieur du fût. On a isolé :

a) Surface zone B (Résultats incomplets) :

Mucor sp.	1	*Acrostalagmus Koningi*	+
Penicillium spp.	++	*Cylindrocarpon album*	1

b) Profondeur, zone B :

Penicillium spp.	4	EB 1	5
Coryne sarcoides	1	EB 3	1
Oidiodendron griseum	1	EB 4	1

c) Surface zone H :

Penicillium spp.	4	*Candida* sp.	2
Coryne sarcoides	3	*Torulopsis* sp.	++
Phellinus salicinus	1	*Margarinomyces heteromorpha*	2
Hyménomycète EK 1	1	*Phialophora fastigiata*	2
Hyménomycète EK 7	1	EK 9	3

d) Régions profondes zone H :

Penicillium sp.	1	*Phellinus salicinus*	4
Coryne sarcoides	2	EH 6	1
Pezicula cinnamomea	2	Mycélium stérile EH 4	1

e) Surface zone T :

Mucor sp.	1	*Coniothyrium Fuckelii*	1
Mucor Ramannianus	3	*Candida* sp.	1
Penicillium spp.	2	*Cephalosporium humicola*	1
Coryne sarcoides	1	*Margarinomyces heteromorpha*	[illegible]

f) En profondeur zone T :

Penicillium spp.	2	*Margarinomyces heteromorpha*	1
Coryne sarcoides	9	*Fusarium javanicum*	1
Phellinus Friesianus	1	Mycélium stérile ES 8	[illegible]
Candida sp.	+	Mycélium stérile ES 6	

g) Surface zone Y :

Penicillium sp.	1	*Cephalosporium* T	
Coryne sarcoides	1	*Cephalosporium* TES 9	1
Dochmiopus pubescens	1	*Cephalosporium* TEW 13	
Coniothyrium Fuckelii	3	*Margarinomyces heteromorpha*	[illegible]
Candida sp.	1	*Phialophora Lagerbergii*	1
Trichosporon capitatum	1	« *Chloridium* » sp.	1
EZ 9	1	EZ 14	

h) En profondeur zone Y :

Trichosporon capitatum	1	Mycélium stérile EY,1	1

V. — Hètre H

Cet arbre, d'un diamètre de 25 cm. environ, peut utilement être comparé aux Marsaules : dans les deux cas, il s'agit d'arbres morts récemment et dont le bois n'est pas altéré. Comme nos Saules, il est attaqué à la base par *Armillariella mellea* (attaque limitée, avec rhizomorphes peu développés) et au sommet par un Hyménomycète : *Mucidula mucida* (Fr. ex. Schrad.) Pat.

Mais nous en avons abandonné l'étude rapidement, les régions à notre portée, dégarnies d'écorce, n'étant atteintes par aucun lignivore actif.

Novembre 1947.

Nous avons tenté d'étudier des régions assez élevées de cet arbre. Pour celà nous utilisions un appareillage simple, constitué par des gouges stériles, de largeurs différentes, enfoncées presqu'entièrement dans des boîtes métalliques stériles. L'ensemble est fixé au sommet de bambous. On détache ainsi des copeaux de bois en utilisant d'abord la gouge la plus large. Ce procédé ne permet évidemment pas d'atteindre les régions profondes du bois

et les conditions d'asepsie sont médiocres. Il nous a tout de même permis d'obtenir des indications précieuses.

1°) On a noté :

Armillariella mellea (quelques rhizomorphes et un petit carpophore à la base du tronc.)
Mucidula mucida au sommet.
Phlebia aurantiaca sur l'écorce à 5 m.

2°) On a étudié trois régions du tronc :

— Zone A de 0,10 m. à 2 m. Le bois est peu modifié avec quelques taches grisâtres ou brunâtres et, tout en bas, des zones brunes et fragiles qu'accompagnent des plages verdies par *Chlorosplenium aeruginosum.*

— Zone B de 2,80 m. à 3,50 m. ; le bois est teinté en surface de brun-noir ou de rougeâtre ; il semble inaltéré en profondeur.

— Zone C à 5 m. environ, au point de départ du rameau inférieur. Le bois semble inaltéré sous l'écorce qui paraît seule envahie par *Phlebia.*

— On s'est adressé enfin à deux rameaux porteurs de *Mucidula mucida* et dont l'un portait en outre *Peniophora corticalis.* Tous deux étaient détachés, mais restaient suspendus aux branches d'arbrisseaux vivants et sans contact avec le sol. Leur bois est brun avec des taches blanches bordées de noir et des bandes noires.

3°) On a isolé (méthode directe seulement) :

a) de 0,10 à 2 m., en surface :

Mucor Ramannianus	1	*Acrostalagmus Koningi*	+
Mucor spp.	++	*Acrostalagmus* H	2
Penicillium spp.	++	Mycélium stérile A.	++

b) de 0,10 à 2 m. en profondeur :

Mucor sp.	1	*Cladosporium herbarum*	+
Penicillium spp.	++	Mycélium stérile A.	++
Corticium coronilla	1	Mycélium stérile HAT 9	1
Acrostalagmus H	+		

c) de 2,80 m. à 3,50 m :

Rhizopus nigricans	1	Mycélium stérile A.	3
Mucor spp.	+	Mycélium stérile HAE 10	1
Penicillium spp.	+	Mycélium stérile HAL 2	2
Acrostalagmus Koningi	+		

d) à 5 m., dans l'écorce :

Mucor plombeus Bonorden	1	*Acrostalagmus Koningi*	+
Rhizopus nigricans	2	*Acrostalagmus* H.	2
Penicillium spp.	++	Mycélium stérile HAT 9	2

e) à 5 m. dans le bois :

Rhizopus nigricans	1	*Fusarium bulbigenum*	1
Ophiostoma H.	3		

g) Rameaux, surface :

Mucor Ramannianus	2	*Acrostalagmus albus*	1
Mortierella p. v. *isabellina*	2	*Acrostalagmus* H.	
Candida albicans	2	*Margarinomyces heteromorpha*	1
Cladosporium herbarum	6	*Stemphylium botryosum* Oudem.	1
Rhizopus nigricans	1	Mycélium stérile A.	[illegible]
Penicillium spp.	+	Mycélium stérile HAJ 13	1
Aposphaeria pulviscula	++		

h) Dans le bois des rameaux :

Mucor Ramannianus	3	*Geomyces vulgaris* Traaen.	3
Mortierella pusilla v. *isabellina*	4	*Haplaria grisea* Link	1
Mucor spp.	+	*Cladosporium herbarum*	2
Penicillium spp.	++	*Rhinocladiella elatior*	2
Aposphaeria pulviscula	1	*Fusarium bulbigenum*	3
Monochaetia Saccardoi Speg.	1	*Phoma* BBX 16	1
Acrostalagmus Koningi	+	Mycélium stérile A.	1
Acrostalagmus H.	++		

Le 17 mai 1948.

1°) Aucune fructification n'est signalée

2°) Les caractères du bois sont inchangés.

3°) On a isolé, en général par dilution :

a) 0,10 m. à 2 m. en surface :

Mucor spp.	++	*Acrostalagmus Koningi*	[illegible]
Penicillium spp.	++	Mycélium stérile HAC 30	1

b) 0,10 m. à 0,60 m. en profondeur :

Mucor Ramannianus	1	*Acrostalagmus* H.	[illegible]
Mortierella p. v. *isabellina*	++	*Cladosporium herbarum*	[illegible]
Aposphaeria HAF	++	*Pullularia pullulans*	3
Dendrodochium sp.	+	Mycélium stérile HAF 10	1

c) 0,60 m. à 2 m. en profondeur :

Penicillium spp.	+	*Papularia sphaerosperma*	3
Acrostalagmus Koningi	+	*Phialophora fastigiata*	2
Beauveria effusa	3	*Pullularia pullulans*	[illegible]
Geomyces cretaceus	++		

d) de 2,80 m. à 3,50 m. en surface :

Penicillium sp.	1	*Beauveria effusa*	[illegible]
Aposphaeria HAF	++	*Fusarium javanicum*	[illegible]
Acrostalagmus Koningi	1	Mycélium stérile HAE 13	1
Acrostalagmus H.	++	Mycélium stérile HAL 2	1

VI. — Sciure de hêtre.

Nous avons déposé dans un jardin, à un emplacement très humide, un tas de sciure de hêtre d'environ 50 cm. de côté et de 30 cm. d'épaisseur. Il était isolé du sol par un lit de tuiles romaines et protégé contre les gros animaux par un grillage métallique. Mis en place le 3 avril 1948, il était recouvert trois mois plus tard d'une mince couche noircie et nous n'avons pu en isoler que :

Penicillium spp.	++	*Mucor* spp.	++

Le 25 octobre 1948

Une couche superficielle de sciure noircie et agglomérée (A) épaisse de 1/2 cm. recouvre une seconde couche de même épaisseur, gris-foncé, un peu moins compacte (B). Au-dessous la sciure est inaltérée (C).

On a obtenu, par dilution :

Zone A :

Mucor spp.	+	*Cladosporium herbarum* env.	300
Penicillium spp.	+	*Phialophora fastigiata*	+
Monotospora sphaerocephala B. et Br.	1	*Graphium rigidum* (Pers.) Sacc.	8

Zone B :

Mucor spp.	+	*Cladosporium herbarum*	env. 100
Penicillium spp.	++		

Zone C :

Mucor spp.	+	*Cladosporium herbarum*	1
Penicillium spp.	++		

Le 26 avril 1949.

La couche A a une épaisseur d'environ 1 1/2 cm. Le reste du tas est teinté de gris. On peut noter çà et là la présence d'un mycélium aranéeux.

On a obtenu par dilution :

Zone A :

Mucor sp.	3	*Phialophora fastigiata*	7
Penicillium spp.	++	*Phialophora obscura* (?)	+
Sphaeronema SAA 26	3	*Cladosporium herbarum*	+
Cytosporina SAA 27	1	*Fusarium lateritium* Nees	2
Melanconium sp.	1	*Graphium rigidum*	3
Botrytis cinerea	5	Mycélium stérile B.	1

Zone B :

Mucor sp.	3	*Cladosporium herbarum*	++
Pestalozzia Hartigii v. Tub.	4	*Graphium rigidum*	++

En février 1950, le tas ne forme plus qu'une mince couche entièrement noircie mais présentant toutefois des zones blanchâtres ou jaunâtres envahies par un mycélium blanc.

Ce dernier a été isolé par la méthode directe et a fructifié sur milieu de Badcock ; il s'agit de *Grandinia Brinkmanni*.

Par ailleurs, la flore de la sciure est assez uniforme, qu'elle soit décolorée ou noircie. On en a isolé par dilution :

Mucor albo-ater	+	*Gliomastix convoluta* (Harz) Mason	4
Penicillium spp.	+	*Catenularia Heimii*	6
Chaetomium indicum Cda.	8	*Phialophora fastigiata*	++
Candida sp.	++	*Phialophora obscura*	+
Trichosporon capitatum	++	*Margarinomyces heteromorpha*	++
Trichosporium murinum (Ditm) Sacc.	++	SA 45	2
Monotospora sphaerocephala	+	SA 33	+
Echinobotryum atrum Cda.	+	SA 34	1
Cladosporium herbarum	2		

Le 30 octobre 1950

Le tas est réduit à une mince couche semblable à l'humus ;

On en a isolé par dilution :

Mucor spp.	4	*Oidiodendron nigrum* Robak	6
Penicillium spp.	+	*Monotospora sphaerocephala*	2
Pyrenochaeta Bergevini	7	*Echinobotryum atrum*	+
Spheropsidée SA 57	1	*Bisporomyces chlamydosporis*	6
Spheropsidée SA 54	12	*Cylindrocarpon* sp.	1
Candida sp.	++	SA 63	++
Torulopsis sp.	++	SA 55	1
Geomyces vulgaris	1	*Stachybotrys* sp. ?	1
Gliomastix convoluta	13		

Nous tenterons au Chapitre VI de résumer ces divers résultats et d'en tirer des renseignements ultérieurs.

CHAPITRE IV

RECHERCHES SUR LE COMPORTEMENT DES CHAMPIGNONS LIGNICOLES EN ASSOCIATION

La question des antagonismes et synergies entre divers microorganismes a fait l'objet de nombreuses recherches, mais surtout en ce qui concerne la flore du sol et les champignons pathogènes et, sur ces sujets, nous renvoyons le lecteur à l'ouvrage classique de WAKSMAN. Nous tenons pourtant à signaler les travaux de HARDER (1911) qui oppose deux à deux un certain nombre de Champignons dont 11 sont des Hyménomycètes lignicoles : *Stereum purpureum*, *Schizophyllum commune*, divers Porés, etc.

Les expériences dont nous rendrons compte dans les pages qui suivent ont surtout été inspirées par le désir de trouver une explication à la succession des espèces et aux différences observables entre deux flores similaires, c'est-à-dire propres toutes deux au même stade de décomposition du bois.

Malheureusement, il est très difficile de reconstituer expérimentalement l'histoire d'un tronc et nos résultats demeureront, jusqu'à un certain point, fragmentaires.

A. — ASSOCIATIONS SUR MILIEU AU MALTEA

Une première série d'expériences a été réalisée sur milieu au maltea 2% gélose, milieu qui s'était révélé le plus favorable à la croissance de nos souches. On a procédé à deux séries d'essais :

1°) Essais préliminaires au cours desquels le plus grand nombre possible de souches est mise en présence : ils nous ont permis de mettre en évidence certains phénomènes d'antagonisme que nous avons vérifiés au cours d'essais de contrôle dont nous allons rendre compte.

2°) Essais de contrôle.

Ceux-ci se font en boites de Pétri de 100 m/m. de ø et ne mettent en jeu, chacun, que de 2 à 4 espèces. Ils ont été répétés plusieurs fois et nous avons pu vérifier que l'intensité des interactions observées variait, dans une certaine mesure, suivant les conditions de l'expérience.

Aussi pensons-nous qu'il est inutile de présenter dans le détail

chacun de nos essais et avons-nous simplement ramené les actions antagonistes, observées entre nos souches, à trois types distincts que nous décrirons sommairement. Puis nous indiquerons les résultats que nous estimons devoir rapporter à chacun d'entre eux en indiquant leurs particularités les plus remarquables.

Ce faisant, nous ne prétendons pas proposer une nouvelle classification des réactions d'antagonisme ; de nombreux auteurs l'ont tenté avant nous (cf. d'AETH 1939), mais trop de nuances et de modalités diverses peuvent se rencontrer dans ce domaine pour qu'on y trace des frontières nettes.

Au cours des pages qui suivent, nous ferons précéder du signe + les souches dominantes.

Type I. — Antagonisme à distance. De semblables phénomènes sont connus depuis longtemps et leur description est désormais trop classique pour que nous la reprenions ici.

Leurs modalités sont assez variables et peuvent aller du simple ralentissement à distance, les vitesses de croissance étant réduites mais non annulées, jusqu'à l'inhibition totale avec formation, entre les deux colonies, d'une zone plus ou moins large de gélose stérile. Enfin ces phénomènes, qui peuvent être réciproques ou non, peuvent aussi être limités dans le temps, une souche reprenant sa croissance après une période d'inhibition.

Nous rapportons à ce type les interactions suivantes :

a) Ralentissement mutuel à distance, suivi de culture mixte :

Aposphaeria pulviscula avec *Ungulina betulina.*
Aposphaeria TET 4 avec *Coryne sarcoides*
Penicillium sp. avec *Graphium rigidum*

b) Ralentissement mutuel à distance, puis barrage de contact :

Apospheria TET 4 avec *Melanomma Aspegrenii*
Beauveria effusa ou *Phialophora fastigiata* avec *Coryne sarcoides*
Phellinus salicinus avec *Coryne sarcoides*

c) Ralentissement mutuel à distance, suivi d'inhibition et d'invasion d'une souche sensible par une souche active :

+ *Aposphaeria pulviscula* avec Hyménomycète BBJ 11.
+ *Beauveria effusa* avec *Trametes rubescens* ou *Graphium rigidum.*
+ *Phialophora fastigiata* ou + *Rhinocladiella elatior* ou + Mycelium stérile TEY 1 avec *Beauveria effusa.*
+ *Coryne sarcoides* avec *Aposphaeria pulviscula* (Pl. XII B) ; sur cette figure on note une image d'inhibition réciproque ainsi que le mycelium grêle émis par *Coryne* et approchant d'*Aposphaeria.*

d) Inhibition réciproque à distance avec formation d'une zone de gélose stérile.

Aposphaeria TET 4 avec *Cytospora* TDJ 9 ou *Chaetomium globosum* ou *Trametes rubescens* ou *Beauveria effusa.*

Aposphaeria pulviscula avec *Cytospora* TDJ 9.

Beauveria effusa avec *Ophiostoma* H ou T ou *Chaetomium globosum.*

Penicillium sp. avec *Myxosporium* TES 1.

Streptomyces OAJ 25 avec *Phialophora* OAP 10 ou *Cephalosporium* T ou Mycélium stérile OAP 16.

Pezicula cinnamomea avec *Aposphaeria* TET 4 ou *Phellinus salicinus* ou *Pyrenochaeta Bergevini* (Pl. XII A). On remarque que la colonie de gauche (*Aposphaeria*) et la colonie supérieure de droite (*Phellinus*) sont nettement excentriques alors que la seconde colonie de *Phellinus*, plus éloignée de *Pezicula* est à peine déformée. Enfin, on notera l'effacement des marges de *Pezicula* au voisinage de ses adversaires.

Sphaeronema cladoniscum avec *Myxosporium* TES 1.

e) Inhibition unilatérale d'une souche sensible par une souche active dont la croissance n'est pas modifiée :

+ *Melanomma Aspegrenii* avec *Ophiostoma* T ou *Trametes rubescens* ou *Pyrenochaeta Bergevini* ou *Myxosporium* TES 1 (Pl. XII C : On notera la forme en croissant de la colonie de *Myxosporium*, en haut, et la formation de culture mixte de *Melanomma* et *Phialophora fastigiata*, en bas.)

+ *Phialophora fastigiata* avec *Cladosporium herbarum.*

Type II. — Barrage de contact. On ne note plus ici d'action à distance ; les deux mycéliums s'enchevêtrent à la limite des colonies adverses et constituent ainsi un bourrelet mixte plus ou moins large et parfois de teinte anormale.

De semblables phénomènes se déroulent lorsqu'on oppose :

Ophiostoma T et *Myxosporium* TES 1

Chaetomium globosum et *Trametes rubescens* ou *Cylindrocarpon radicicola* ou *Cytospora* TDJ 9 (Pigment gris-brun).

Coryne sarcoides et *Cytospora* TDJ 9 (Pigment olivâtre).

Armillariella mellea et *Cytospora* TDJ 9 ou *Myxosporium* TES 1.

Melanopus nummularius et *Phialophora fastigiata* ou *Rhinocladiella elatior* (Pl. XII E).

Phellinus salicinus et *Myxosporium* TES 1.

Coniothyrium Fuckelii et *Rhinocladiella elatior.*

Beauveria effusa et *Phialophora Lagerbergii.*

Dans les exemples suivants, une souche (précédée du signe +) envahit lentement son adversaire inhibé :

+ *Dasyscypha brevipila* et *Phialophora* OAP 10, Mycélium stérile OAP 16, *Acrostalagmus albus* et *Coniothyrium Fuckelii* (Pl. XII D : le bourrelet mixte entourant *Dasyscypha* est bien visible ainsi qu'un défaut de mycélium aérien de *Coniothyrium* au voisinage de la culture adverse).

N.B. — Dans certains cas, *Dasyscypha* semble exercer une certaine action antagoniste à distance, mais celle-ci est difficilement mise en évidence.

+ *Cylindrocarpon radicicola* et *Phellinus salicinus*

+ *Aposphaeria pulviscula* et *Cladosporium herbarum*

+ *Pestalozzia Hartigii* et *Cladosporium herbarum*

Type III. — Cas particulier de certains Hyménomycètes.

Nous présentons séparément des expériences où entrent en jeu des Hyménomycètes à croissance très rapide (celle de *Corticium expallens* est voisine de 8 mm/jour) et déterminant pour la plupart des pourritures blanches du bois, c'est-à-dire sécrétant des oxydases dont le pouvoir décolorant est bien connu.

De ce double caractère des souches actives, il résulte que, dans tous ces essais, la boîte de culture est rapidement envahie par l'Hyménomycète et que la croissance des autres espèces est alors suspendue ; les myséliums fuligineux se décolorent plus ou moins rapidement et totalement, leur teinte passant du noir plus ou moins olivâtre au brun-rouge avant de disparaître.

Mais avant qu'intervienne cette issue, on peut souvent noter des phénomènes rappelant ceux du type 1.

Dans le cas de :

+ *Corticium coronilla* et *Aposphaeria pulviscula.*
+ *Calocera palmata* et *Coniothyrium Fuckelii, Phoma* OAJ 50, Myséliums stériles B et OAP 16.

l'invasion et l'inhibition des souches sensibles interviennent sans réaction accessoire.

Dans le cas de :

+ *Corticium expallens* avec *Phialophora Lagerbergii, Coryne sarcoides, Pezicula cinnamomea, Phellinus salicinus, Trametes rubescens.*
+ *Corticium coronilla* avec *Armillariella mellea, Phellinus salicinus.*
+ *Grandinia Brinkmanni* avec *Ophiostoma* H ou *Graphium rigidum.*

on constate d'abord un net ralentissement de la croissance de l'Hyménomycète quand sa culture arrive au contact de celle de son adversaire ; la colonie de ce dernier est entourée avant d'être envahie. On voit Pl. XII F, à droite, la direction des hyphes de *C. expallens* qui ont enserré la culture de *P. Lagerbergii* avant de l'envahir.

Avec :

+ *Corticium expallens* et *Chaetomium globosum* (Pl. XII F, à gauche)
+ *Grandinia Brinkmanni* et *Phellinus salicinus* ou surtout *Bisporomyces.*
+ *Calocera palmata* et *Dasyscypha brevipila.*

l'invasion de la souche sensible est précédée de ralentissement mutuel à distance.

Dans le cas de *Grandinia Brinkmanni* avec *Cladosporium herbarum*, seule la souche sensible voit sa croissance limitée ; elle est ensuite envahie et totalement décolorée.

B. — Associations sur bois.

Il est très difficile de réaliser expérimentalement un milieu comparable au milieu naturel : les fragments de bois pourvus de leur écorce et stérilisés ne peuvent convenir, car le développement des espèces y serait très lent et ne pourrait être suivi.

Nous avons donc eu recours à des poudres grossières préparées à partir de copeaux de bois d'essences diverses. Ces poudres sont lavées à l'eau froide, essorées et disposées sur une épaisseur de 5 mm. dans des boîtes de Petri. On les tasse pour en former des gâteaux compacts qui seront desséchés à 100° puis stérilisés à sec à 130° pendant 1 heure. On évite ainsi des hydrolyses trop importantes. Enfin, on les humecte avec de l'eau distillée stérile.

Cette technique présente certains inconvénients : le milieu est poreux et sa surface inégale, de sorte qu'il est parfois très difficile de distinguer les limites exactes d'une colonie. Ce milieu manque aussi d'homogénéité et les cultures sont susceptibles d'y prendre parfois, spontanément, des formes irrégulières simulant des phénomènes d'antagonisme. Aussi avons-nous été très circonspects dans l'interprétation des résultats.

Cependant, en comparant nos résultats sur sciure et ceux obtenus sur Maltea, nous avons constaté qu'ils présentaient de grandes ressemblances : sur 27 essais effectués sur les deux milieux, 12 fournissent des résultats identiques, 11 autres présentent quelques divergences facilement explicables, soit par les difficultés de l'examen des cultures sur sciure, soit par le fait que ces dernières ont été poursuivies beaucoup plus longtemps (5 mois) que celles sur milieu gélosé (6 semaines). Quatre résultats seulement sont nettement différents et nous pensons être en droit de considérer que nos essais sur gélose nous renseignent assez bien sur ce qui se passe dans la nature.

Outre cette première conclusion, nous avons encore recueilli quelques renseignements intéressants.

Nous avons noté des phénomènes d'antagonisme entre :

Pestalozzia Hartigii et *Pyrenochaeta Bergevini* ou *Trichosporium murinum*
Aposphaeria pulviscula et *Mollisia ligni*.
Phellinus salicinus et *Aposphaeria* TET 4 ou *Chaetomium globosum*.
Pezicula cinnamomea et *Trametes rubescens*.
Coryne sarcoides et *Rhinocladiella elatior* ou *Phialophora* OAP 10.
Cytospora TDJ 9 et *Trametes rubescens*.

Nous avons contrôlé l'action remarquable des champignons des pourritures blanches, cependant que nous notions l'inaptitude des espèces non proprement lignicoles (*Beauveria effusa. Penicillium spp.*) à se développer sur le bois en présence de lignicoles vrais : le premier après ensemencement, les seconds à la suite de contaminations avaient apparu dans nos boîtes, mais en ont été rapidement éliminés ; ceci nous explique pourquoi les *Penicillium* si nombreux, au début, dans notre tas de sciure, y cèdent bientôt la place à des espèces plus spécialisées.

La forme la plus fréquente, sur les vieilles boîtes de culture, est *Bisporomyces chlamydosporis* qui paraît se développer de préférence sur les colonies âgées et dégénérées d'autres champignons : *Rhinocladiella elatior*, fructifications de *Corticium coronilla*, *Coryne*, *Fusarium bulbigenum*, *Aposphaeria pulviscula*, etc. D'autre part, *Bisporomyces* paraît exercer sur bois une action antagoniste beaucoup plus considérable que sur gélose : si on le cultive en même temps que *Grandinia Brinkmanni*, ce dernier se développe très faiblement, et là seulement où son adversaire ne s'est pas étendu.

Enfin, en ce qui concerne *Corticium coronilla* — qui ne détermine d'ailleurs pas une pourriture blanche — il dégénère rapidement et paraît donc ne jouer qu'un rôle très limité dans le temps.

Conclusion

L'ensemble de nos expériences, tant sur milieu artificiel riche en substances de croissance que sur poudre de bois, nous a permis de dégager certaines données :

1°) Nous avons pu constater que certains Hyménomycètes tels *Trametes*, *Phellinus* et *Armillariella* étaient le plus souvent inertes. D'autres, par contre, en particulier les agents des pourritures blanches, sont remarquablement actifs et susceptibles d'éliminer d'un bois la plupart des autres champignons aussi longtemps du moins que se poursuit leur croissance.

2°) Un grand nombre d'espèces, comprenant en particulier des Pézizes (*Pezicula*, *Coryne* et peut-être *Dasyscypha*) et surtout des formes à thalle fuligineux (*Melanomma* et beaucoup de Sphéropsidales) sont capables d'inhiber à distance le développement

de divers champignons. Elles appartiennent, pour la plupart, à la flore des bois peu décomposés. Si on les oppose les unes aux autres, on aboutit à des phénomènes d'antagonisme mutuel. Si on les confronte avec des souches sensibles ou peu actives (*Trametes*, *Myxosporium*, *Cladosporium*), celles-ci sont finalement envahies.

3°) Il existe enfin une groupe étendu d'espèces inertes, surtout Hyphales, susceptibles de former des cultures mixtes avec la plupart des autres champignons. Ce sont généralement des espèces isolées des bois les plus décomposés.

Il serait très intéressant d'approfondir l'étude de ces faits, pour mieux en connaître le mécanisme, mais il n'entre pas dans le cadre de ce travail d'élucider ces problèmes. Disons seulement que les souches vivantes sont seules actives à l'exclusion des mycéliums tués ou des extraits et jus de culture. Ce fait n'est pas surprenant si l'on songe que de nombreux antibiotiques fongiques sont extrêmement labiles. Par ailleurs, nous avons constaté que l'on ne pouvait expliquer les faits rapportés ici par une émission de substances volatiles ou même de radiations, selon la théorie de Vandendries : aucun phénomène d'antagonisme ne se produit si les deux souches sont cultivées sur deux disques de gélose voisins, mais séparés par une lame d'air.

CHAPITRE V

ETUDE BIOCHIMIQUE ELEMENTAIRE DE CERTAINES SOUCHES

Il n'est pas possible de mener à bien une étude méthodique de la flore des bois pourris sans chercher à connaître le rôle que ses représentants jouent dans la décomposition de la matière ligneuse ; ceci, non seulement pour connaître quelles transformations ils peuvent provoquer dans le susbtrat mais encore pour essayer de savoir quelle époque de la désagrégation du bois leur est la plus favorable. Nous avons donc donné à notre étude une orientation moins technique que biologique et notre but a été surtout de connaître les exigences alimentaires de nos champignons.

Le bois est une substance complexe dont les divers consti-

tuants ne peuvent être isolés les uns des autres sans nuire à leur sensibilité ou au contraire à leur résistance à l'attaque par les champignons (cf. l'étude de GOTTLIEB, DAY et PELCZAR (1950) sur l'utilisation de la lignine pure comme source de Carbone).

Nous avons donc cherché à déterminer l'activité de nos souches vis-à-vis du bois lui-même puis vis-à-vis de la cellulose, constituant qu'il est facile d'obtenir relativement pur et dont l'attaque directe est le fait de nombreux champignons.

A. — ESSAIS SUR BOIS.

Pour ne pas nous écarter du sujet de notre travail nous nous sommes contentés de mesurer l'attaque du bois, sans chercher à savoir quels éléments avaient été utilisés et de quelle façon.

Nous nous sommes inspirés, pour cette étude, des techniques employées dans les laboratoires d'essai des bois, en y apportant certaines modifications :

Des éprouvettes de bois mesurant, en principe, $75 \times 20 \times 10$ mm. sont traitées par un grand volume d'eau, pendant 2 heures, à l'autoclave à 120° ; elles sont ensuite lavées à l'eau courante pendant 15 h., à l'eau bouillante pendant 2 h. et enfin à l'eau courante froide pendant 2 h. Après séchage à l'étuve pendant 15 heures, elles sont pesées — à 5 mmgrs. près — et introduites dans des tubes à culture avec une quantité suffisante d'eau peptonée à 2%. Stériliser à 115° pendant 30'.

Pendant la durée de l'expérience, on introduit périodiquement de petites quantités d'eau peptonée afin d'éviter la dessiccation. Après une période de 12 à 14 mois, le bois est retiré du tube, lavé à l'eau et brossé avec précaution, séché 15 heures à 100° et enfin pesé. La différence entre les deux poids permet de chiffrer approximativement l'intensité de l'attaque.

Nous avons utilisé deux bois différents, tous deux très peu résistants : le Bouleau (*Betula* sp.) et le Parasolier (*Musanga cecropioides*).

Avant de présenter nos résultats, nous devons faire quelques remarques :

1°) Etant données les différences observables pour une même espèce et qui peuvent être dues à des variations individuelles,

ou à de minimes changements dans les conditions de l'expérience, nos chiffres n'ont qu'une valeur relative et nous permettent seulement de classer les espèces en quelques groupes d'activité inégale.

2°) Certaines de nos expériences ont été interrompues précocement ; ces essais écourtés nous ont permis de constater que, le plus souvent, le rythme de l'attaque s'accélère avec le temps, tandis que son ralentissement avec l'âge est exceptionnel et ne se rencontre guère que chez les espèces non proprement lignicoles. Par exemple, le pourcentage moyen mensuel de perte de poids de l'éprouvette est, dans le cas de *Corticium expallens* de 1,25 % pour les essais d'une durée de 4 mois et de 3,08 % pour les essais de 11 mois. Les chiffres sont de 0,82 % et 1,54 % dans le cas de *Monotospora sphaerocephala*. Au contraire, pour *Acrostalagmus albus*, nous trouvons respectivement 0,15 et 0,054 %.

3°) La plupart de nos essais sur Parasolier nous ont donné des résultats aberrants, le poids de l'éprouvette, aussi bien que celui des témoins, étant plus élevé à la fin de l'expérience qu'au début. Il est possible que la stérilisation de ce bois s'accompagne de fixation irréversible d'eau. Cependant, les espèces les plus destructrices ont encore une activité remarquable, moindre cependant que sur Bouleau.

a) *Essais sur Bouleau.*

Nous indiquerons ci-après l'ensemble de nos résultats en mentionnant, entre parenthèses, les pourcentages de perte de poids de l'éprouvette au cours des essais de 12 ou 14 mois, sauf dans le cas où ces chiffres, trop faibles, n'ont pas de signification.

Groupe I. — Espèces pratiquement inactives pour lesquelles le pourcentage est inférieur à 4 % :

Penicillium Raistrickii, *Ophiostoma T*, *Coryne sarcoides*, *Pezicula cinnamomea*, *Radulum orbiculare* (?), *Grandinia Brinkmanni*, *Phellinus salicinus*, *Aposphaeria* OAJ 26, *A.* TET 4, *A. pulviscula*, *Pyrenochaeta* TBB 22, *Sphaeronema* TET 6 (4 %), *Cytospora*, TDJ 9 et BBJ 10, *Candida* B, *Cephalosporium* T, *C.* TEW 13, *C.* TDH 14, *C. humicola*, *Paecilomyces* TEK 2, *Gliocladium deliquescens*, *Papulaspora* TEW 5, *Beauveria effusa*, *B. virella*, *B. simplex*, *Acrostalagmus* H, *A. albus*, *Torula* TDB 8, *Oidio-*

dendron griseum, *Cladosporium herbarum*, *Phialophora verrucosa*, *P. Lagerbergii* (4 %), *P.* OAP 10, *Fusarium javanicum* (3,8 %), *Graphium rigidum*, Mycélium stérile A.

Groupe II. — Pertes de poids comprises entre 4 et 10 % :

Trametes rubescens (7,4 %), *Coniothyrium Fuckelii* (7,3 %), *Pestalozzia Hartigii* (4,3 %), *Haplaria grisea* (4,6 %), *Cylindrocarpon album* (4,7 %), *C. radicicola* (5,6 %), *Fusarium bulbigenum* (4,2 %), *Fusarium solani* (8,33 %).

Groupe III. — Pourcentages compris entre 10 et 25 %.

Aposphaeria HAF (13,4 %), *Pyrenochaeta Bergevini* (15,3 %), *Melanconium* sp. (13,6 %), *Monotospora sphaerocephala* (19,8 %), *Stemphylium* OAL 3 (20,9 %), *S. botryosum* (10,2 %), *Dendrodochium* sp. (15,2 %), Mycélium stérile TET 1 (13,63 %).

Groupe IV. — Pourcentage supérieur à 25 % ; comme prévu, nous ne rencontrons ici que des Hyménomycètes.

Calocera palmata (44,33 %), *Corticium expallens* (37,2 %), *Phellinus Friesianus* (36 %).

b) *Essais sur Parasolier.*

Groupe I. — Pourcentage de 0 à 4 %

Fusarium solani, *Aposphaeria TET* 4, *Melanconium* sp.

Groupe II. — Pourcentage de 4 à 10 %.

Geomyces cretaceus, *Monotospora sphaerocephala.*

Groupe III. — Pourcentage de 10 à 25 %.

Corticium expallens, *Coriolus versicolor.*

Groupe IV. — Pourcentage supérieur à 25 %.

Chaetomium globosum.

On peut constater que, en général, les espèces se retrouvent dans le groupe immédiatement inférieur à celui dont elles faisaient partie dans les essais sur Bouleau et ceci est dû, sans doute, à l'augmentation de poids des éprouvettes. Cependant, *Geomyces cretaceus* et surtout *Chaetomium globosum* sont ici beaucoup plus actifs que sur Bouleau. On serait tenté d'attribuer ce fait à leur pouvoir cellulolytique marqué ; pourtant d'autres espèces (*Fusarium*) attaquent bien le coton et très peu le Parasolier.

Notons qu'avec les espèces des groupes II et IV, l'attaque du bois est visible macroscopiquement : l'éprouvette diminue de volume et s'orne de cannelures longitudinales saillantes.

B. — ESSAIS SUR CELLULOSE.

Les techniques utilisées par les différents auteurs sont assez variées et on en trouvera un aperçu critique dans la mise au point de JANKE (1949).

Pour notre part, nous avons employé diverses fibres textiles, et, en premier lieu, du coton préparé selon la technique de DUCHÉ et HEIM (1931) :

Du coton brut est lavé à deux reprises dans le benzène pur puis essoré et débarrassé du benzène par un séjour de quelques heures à l'étuve à 100°. Après lavage à l'eau, on le divise en mèches que l'on introduit dans des tubes de 18 mm. de ø. On répartit, dans ces tubes, un peu de milieu de Czapek sans sucre. Après avoir assuré l'imbibition complète du coton, on stérilise à 115° pendant 30'. Au cours de cette opération, la cellulose subit une hydrolyse partielle : le liquide devient faiblement réducteur vis-à-vis de la liqueur de Fehling et les fibres sont colorables en violet pourpré par l'iode. La petite quantité de produit de dégradation ainsi formée assure, pendant quelque temps, la croissance de toutes les souches, mais, seules, certaines espèces atteignent un bon développement et réduisent no ablement la résistance du coton à la traction.

Périodiquement, on ajoute un peu de solution minérale, pour éviter la dessiccation. La plupart des résultats ont été lus après 3 mois et un an. On a, chaque fois, évalué grossièrement l'importance de l'attaque en exerçant, à la main, une traction sur le coton et en appréciant l'abondance du développement de la souche. Après 1 an, nous avons également observé l'aspect des fibres au microscope.

D'une manière générale, l'attaque débute par le lumen de la fibre, ainsi que BAKER (1949) l'avait déjà reconnu. Mais cette attaque se traduit, au moment de nos examens, soit par l'apparition de stries plus ou moins profondes, la fibre s'effilochant ou se coupant en petits fragments, soit par la transformation des poils en lames inorganisées ou sans contour net, comme s'ils étaient gélifiés.

En tenant compte de toutes ces observations, nous pouvons répartir nos souches en sept groupes.

Groupe A. — La croissance est nulle et la résistance du coton n'est pas altérée :

Ophiostoma spp., *Candida* sp., *Cephalosporium* T et TDH 14, *C. humicola*, *Paecilomyces* TEK 2, *Beauveria simplex*, *Cladosporium herbarum*, *Phialophora* OAP 10 et *P. verrucosa*, *Stemphylium* OAL 3.

Groupe B. — La résistance du coton est peu modifiée et la croissance notable, mais encore faible. Au microscope, les fibres paraissent normales ou plus ou moins profondément striées. C'est le cas de :

Penicillium Raistrickii, Hyménomycète BBJ 11, *Ungulina betulina*, *Pyrenochaeta* TBB 22, *Cytospora* TDJ 9, *Myxosporium* TES 1, *Papulaspora* TEW 5, Mycélium stérile HAE 13.

Groupe C. — La résistance du coton est sensiblement réduite, la croissance bonne. Au microscope, l'aspect des fibres est le même que précédemment. C'est le cas de :

Radulum orbiculare, *Calocera palmata*, *Phellinus salicinus*, *P. Friesianus*, *Pyrenochaeta Bergevini*, *Beauveria virella*, *Haplaria grisea*, *Stemphylium botryosum*, Mycélium stérile TET 1.

Groupe D. — La culture, toujours riche, forme avec le substrat une masse gélatineuse se brisant à angle droit et peu résistante. L'aspect microscopique est le même que précédemment. C'est le cas de :

Aposphaeria OAJ 26, HAF et TET 4, *Cylindrocarpon album*, Mycélium stérile B.

Groupe E. — L'aspect de la culture est le même que dans le groupe D, mais, au microscope, les fibres paraissent gélifiées ou bien ont disparu. C'est le cas de :

Coryne sarcoides, *Pezicula cinnamomea*, *Scopulariopsis rhodogena*, *Phialophora fastigiata*, *P. obscura*, *Rhinocladiella elatior*, *Fusarium solani*, *F. lateritium*, Mycélium stérile TEY 1 et BBJ 1.

Groupe F. — Le tube de culture renferme une masse visqueuse, s'écrasant entre les doigts. Les fibres encore visibles sont plus ou moins striées. C'est le cas de :

Corticium expallens, *Cytospora* BBJ 10, *Coniothyrium Fuckelii*, *Melanconium* sp., *Margarinomyces heteromorpha*.

Groupe G. — L'aspect de la culture est le même que dans le groupe F, mais les fibres encore visibles paraissent gélifiées. C'est le cas de :

Gliocladium deliquescens, *Geomyces vulgaris*, *G. cretaceus*, *Oidiodendron griseum*, *Monotospora sphaerocephala*.

Dans le cas de *Grandinia Brinkmanni*, *Cephalosporium* TEW 13, *Bisporomyces*, la croissance du champignon demeure limitée et la résistance du coton est très diminuée, mais seulement en surface de la mèche.

Nous retrouvons, dans ces listes, la confirmation d'essais effectués par divers auteurs : l'activité considérable des *Fusarium*, *Coniothyrium*, *Pyrenochaeta*, *Gliocladium*, l'inertie de *Cladosporium herbarum* avaient déjà été signalées par WHITE et ses collaborateurs (1948) pour ne citer que des travaux récents. Le rôle des *Geomyces* était moins bien connu, puisque TRAAEN les considérait comme nettement cellulolytiques, tandis que ROBAK les estimait inactifs. D'autre part, nous signalons l'importance de certaines Pézizes (*Coryne*, *Pezicula*), des *Aposphaeria*, des Mélanconiées et de nombreuses Hyphales comme agents destructeurs de la cellulose.

En comparant ces listes avec celles dressées à la suite de nos cultures sur bois de Bouleau, on voit que, en général, les cellulolytiques les plus actifs — notamment les Pézizes et les Hyphales — n'attaquent la matière ligneuse qu'avec une extrême lenteur. Pourtant, la plupart de ces espèces sont bien exclusivement lignicoles.

Rares sont les espèces attaquant le bois de façon notable et dont l'activité sur le coton est considérable : *Melanconium*, *Monotospora*, *Dendrodochium* et *Corticium expallens*. A cette exception près, d'ailleurs, les Hyménomycètes sont généralement peu cellulolytiques ; il est vrai que tous ceux que nous avons étudiés sont des agents de pourritures blanches, c'est-à-dire adaptés à l'attaque du complexe lignine-cellulose, plutôt que de la cellulose pure.

C. — ESSAIS SUR DIVERS TEXTILES.

Il nous a paru intéressant d'étudier l'action de certaines de nos souches sur des textiles divers qui nous ont été fournis par le Service de recherches sur la tropicalisation du Laboratoire de Cryptogamie du Muséum National d'Histoire Naturelle.

Nous avons ainsi utilisé :

a) deux sortes différentes de coton (O et P) ayant subi des traitements anticryptogamiques distincts, conservés secrets.

b) de la « toile à voile » non traitée (Toile B) ou bien ayant subi un traitement hydrofuge et anticryptogamique (Toile A).

Des échantillons de ces substances sont introduits dans des tubes à essai, avec du liquide de Czapek sans sucre, et stérilisés par la chaleur. Cette opération risque d'ailleurs d'enlever une partie de leur activité aux substances protectrices.

Les résultats sont consignés dans le Tableau I où sont mentionnées la croissance du champignon après 3 mois et la résistance du textile à la traction après 1 an.

D'autres essais ont été effectués sur des fibres de Ramie (*Boehmeria utilis*) à divers stades de leur fabrication.

a) Ramie F décortiquée et fendue, comprenant tous les tissus à l'extérieur du cambium.

b) Ramie O, rouie par la méthode classique ; les échantillons sont encore riches en parenchymes.

c) Ramie I et Ramie IV rouies par procédés chimiques secrets.

d) Ramie dégommée (G).

e) Ramie peignée (P).

f) Ramie en blousse (R).

Les cultures sont effectuées comme ci-dessus et les indications portées dans le tableau II sont les mêmes que pour le tableau I.

En résumé, et sous réserve des modifications apportées par la stérilisation, il semble que les traitements destinés à la préservation du coton n'aient pas d'action notable, sauf peut-être sur les deux Hyménomycètes essayés. Sur toile, les résultats ne sont pas plus encourageants.

En ce qui concerne la ramie, il ne paraît pas qu'une méthode de rouissage soit préférable aux autres ; par contre on peut déceler une certaine résistance des fibres peignées, et, à un moindre degré, des fibres dégommées et de la blousse.

Il nous paraîtrait vain, en conclusion de ce chapitre, de chercher à savoir si les formes apparaissant plus ou moins précocement dans le bois sont plus ou moins actives. Un tronc se décompose constamment, de sa mort jusqu'à son humification complète ; même alors, l'humus qu'il a formé est attaqué par des espèces du sol. Nous ne nous étonnerons donc pas de rencontrer à tout

TABLEAU I

Nom	Coton O		Coton P		Toile A		Toile B	
	Crois.	Résis.	Crois.	Résis.	Crois.	Résis.	Crois.	Résis.
Coryne sarcoides	++	Nulle	+	Nulle	++	Moyenne	+++	Nulle
Corticium expallens	+	Partielle	+	Moyenne	+	Nulle	+++	Forte
Phellinus Friesianus	+	Forte	++	Partielle	+	Moyenne	++++	As. forte
Pestalozzia Hartigii	+++	Nulle	+++	Nulle	+++	Nulle	+++	Nulle
Bisporomyces chlamydosporis	+	Partielle	+	Partielle	+++	Nulle	++	Nulle
Phialophora Lagerbergii	+	Nulle	+	Nulle			+++	Nulle
Cylindrocarpon radicicola	+++	Nulle	+++	Nulle	+++	Nulle	+++	Nulle
Fusarium solani	+++	Nulle	++	Nulle	++++	Nulle	++	Nulle
Fusarium javanicum	+++	Nulle	++++	Nulle	++++	Moyenne	+++	Nulle
Fusarium lateritium	++++	Nulle	++++	Nulle	+++	Moyenne	+++	Nulle
Dendrodochium sp.	++	Nulle	+++	Nulle	+++	Nulle	++	Nulle
Mycélium stérile A.	++	Nulle	++	Nulle	+++	Nulle	+++	Nulle

TABLEAU II

Nom	Ramie F		Ramie O		Ramie I		Ramie IV		Ramie G		Ramie P		Ramie R	
	Crois.	Résis.	Crois.	Résis.	Crois.	Résis.	Crois.	Résis.	Crois.	Résis.	Crois.	Résis.	Crois.	Résis.
Coryne sarcoides	+	Nulle	+++	Nulle	+++	Nulle	++	Nulle	+	Nulle	+	Forte	+	Nulle
C. expallens	++	Nulle	+++	Nulle	++	Nulle			+	Nulle	+	Nulle	+	Nulle
P. Friesianus			++++	Moy.	++++	Moy.	+++	Moy.						
P. Hartigii	+++	Nulle	+++	Nulle	+++	Nulle	+++	Nulle	++	Nulle	++	Moy.	+++	Nulle
Bisporomyces			++	Nulle	+	Nulle	+	Nulle						
P. Lagerbergii	++	Nulle	+++	Moy.	+	Moy.	++	Moy.	++	Moy.	++	Forte	+	Nulle
P. verrucosa	++	Nulle							+	Forte	+	Forte	+	Forte
C. radicicola	++	Nulle	+++	Moy.	+++	Moy.	+++	Moy.	++	Forte	++	Forte	+	Forte
F. solani			+++	Moy.	+++	Moy.	+++	Moy.						
F. javanicum	++	Nulle	++++	Nulle	+++	Nulle	+++	Nulle	+++	Moy.	++	Nulle	+++	Moy.
F. lateritium			+++	Moy.										
Dendrodochium	++	Nulle	+++	Nulle					+	Nulle	+	Nulle	+	Nulle
Mycélium st. A.	++	Nulle	++++	Nulle	+++	Nulle	+++	Nulle	+	Moy.	+	Moy.	+	Moy.

instant, dans nos arbres, des formes inactives à côté d'espèces cellulolytiques ou lignivores.

Cependant, notre étude nous a permis de discerner des groupes d'espèces analogues du point de vue physiologique et cette notion nous sera extrêmement précieuse quand nous essaierons de définir des formations floristiques.

CHAPITRE VI

L'ÉVOLUTION DE LA FLORE DES BOIS

Tout mycologue qui s'est penché avec attention sur les troncs d'arbres morts sait qu'il récoltera des espèces différentes suivant le degré de décomposition du bois. C'est cette donnée de l'expérience journalière, élégamment résumée par R. HEIM (1948) qui a servi de point de départ à tout notre travail. Aussi voudrions-nous, pour terminer, essayer de préciser les notions, encore assez vagues, que nous avons sur l'évolution de la flore des bois.

Nous ne pouvons citer aucune étude mycologique approfondie sur ce sujet, mais nous devons, par contre, signaler des travaux concernant les associations adnées des arbres morts et, en particulier, celui de RASCHENDORFER (1949). On y trouve d'ailleurs, au passage, quelques allusions aux macromycètes recueillis par l'auteur, ainsi que d'intéressantes indications sur les degrés de décomposition du bois, en tant que facteurs écologiques.

Quant à la sociologie des Champignons, elle en est encore à ses débuts et, si nous négligeons les recherches reposant sur les seules récoltes de carpophores, nous ne pouvons citer que deux articles : le premier, de WESTERDIJK (1949), est très bref, mais riche des données acquises au cours d'une longue expérience. L'auteur y propose de désigner, sous le nom d'association, la microflore spécifique d'un milieu donné. Elle en cite quelques exemples précis dont certains peuvent nous intéresser : bois pourris enfouis dans le sol, pulpes de bois, etc. ; le second est une note, déjà signalée, de GARRETT (1951) où l'auteur reconnaît parmi les champignons du sol divers groupements écologiques : « sugar-fungi » que nous pourrions appeler champignons glucophiles, espèces radicicoles, espèces lignivores.

Notre propos, dans les lignes qui suivent, est à mi-chemin entre ces deux travaux, notre expérience est trop limitée et nos résultats trop divers dans leur détail, pour que nous puissions définir des associations au sens de WESTERDIJK ; par contre, aux facteurs physiologiques envisagés par GARRETT, nous ajouterons le facteur temps. Nous essaierons ainsi de mettre en évidence les étapes principales de l'évolution des peuplements fongiques dans nos bois pourris.

Notre premier travail sera donc de mettre de l'ordre dans les données exposées au chapitre III et, pour cela, de réunir les champignons se développant au même moment dans le bois et y jouant des rôles semblables, dans des groupements que nous désignerons du nom de « stades ».

Pour en établir la composition nous avons eu recours à un certain nombre de critères dont aucun n'est suffisant, à lui seul, mais dont l'emploi prudent nous a conduit à des résultats cohérents. Ce sont :

1°) Relations dans le temps : certaines espèces coexistent très habituellement, tels *Mucor Ramannianus* et *Mortierella pusilla*, *Margarinomyces heteromorpha* et *Rhinocladiella elatior*. D'autres apparaissent toujours après un stade déterminé (*Bisporomyces* et *Phialophora verrucosa* après *Mucor Ramannianus*) ou en l'absence d'un autre stade (*Fusarium* et formes fuligineuses en l'absence d'Hyménomycètes). Dans tous les cas, on peut supposer que ces espèces appartiennent au même stade.

2°) Relations dans l'espace : nous entendons surtout par là celles qui existent entre la surface et le cœur d'un bois : nous dirons, par exemple, que *Mucor Ramannianus*, superficiel, appartient à un stade plus tardif que les Hyménomycètes profonds.

3°) Relations systématiques : nous réunissons souvent les espèces affines dans le même stade, en particulier les formes conidiennes avec les formes parfaites susceptibles de leur correspondre : *Graphium* et *Orphiostoma* ; *Pestalozzia*, *Cytospora* et *Melanconium*, qui sont peut-être des formes de Diaporthacées. Mais la règle n'est pas générale et doit être utilisée avec prudence.

4°) Affinités physiologiques : nous réunirons enfin des espèces jouant des rôles analogues et se développant sur des bois

apparemment semblables : champignons lignivores des arbres debout, champignons « bleuissant » le bois, espèces cellulolytiques croissant sur bois durs. Nous retrouvons donc là le critère proposé par WESTERDIJK et par GARRETT.

Par l'emploi combiné de ces quatre critères, nous avons défini, dans nos bois, sept stades que nous avons dédiés à des espèces caractéristiques ; mais avant de les décrire, nous voudrions faire certaines remarques :

1°) Plus encore peut-être que celle du sol, la flore des bois est essentiellement dynamique. Les organismes qui la composent agissent sans cesse sur le substratum et le modifient profondément dans ses caractères chimiques et physiques. Or la croissance de beaucoup d'espèces reste limitée et il en résulte qu'assez vite le milieu présente un caractère d'extrême hétérogénéité. Par ailleurs, des modifications climatiques locales peuvent intervenir, provoquées notamment par la destruction de l'écorce. Aussi, comme RASCHENDORFER, constaterons-nous qu'un tronc pourrissant ne constitue pas une unité écologique et que plusieurs stades peuvent s'y épanouir côte à côte.

2°) Il n'est pas possible de rapporter exactement nos stades aux différents degrés de décomposition décrits par les auteurs qui ont étudié les associations adnées ; ceux-ci n'ont pris pour critère, en effet, que l'aspect et la structure du bois, aboutissant, en conséquence, à des unités écologiques assez grossières. Nous constaterons, donc, simplement que l'histoire de nos arbres s'inscrit toute entière dans les degrés 2 à 4 de RASCHENDORFER. Nos quatre premiers stades et certains représentants du 5e correspondent au degré 2. Les mêmes stades accompagnent le degré 3, mais notre 4e stade y est plus fréquent et le 6e y fait son apparition. Enfin, nos quatre derniers stades sont seuls présents chez le degré 4.

3°) Les stades décrits ci-dessus représentent, avant tout, des divisions pratiques rendant assez bien compte de l'histoire de nos arbres. Certains d'entre eux sont certainement hétérogènes et diverses espèces ne sont peut-être pas à leur place, mais, seules, de nombreuses observations ultérieures permettront de préciser ces points. Enfin, quelques espèces ne trouveront pas place dans les stades que nous allons décrire, soit que nous les

ayions rencontrées trop rarement pour pouvoir les situer, soit qu'il s'agisse de forme glucophiles, non proprement lignicoles.

1. *Stade Phellinus.* — Sa composition est assez hétérogène et nous y comprenons un certain nombre d'espèces dont le seul caractère commun est leur grande précocité ; ce sont soit des parasites provoquant des nécroses plus ou moins étendues de l'écorce, ou des pourritures du cœur, soit des saprophytes lignivores actifs présents déjà chez l'arbre debout.

Nous réunissons dans ce stade : *Myxosporium* et *Pezicula cinnamomea*, *Armillariella mellea*, *Mucidula mucida*, *Ungulina betulina*, *Trametes rubescens*, *Phellinus Friesianus*, *P. salicinus*, *Corticium expallens*, *Phlebia aurantiaca*, *Radulum orbiculare*.

2. *Stade Phialophora fastigiata.* — Le bois mort est rapidement envahi, en surface, par des formes glucophiles que suivent bientôt des espèces lignicoles, pour la plupart caractéristiques de la flore des pulpes de bois. Ce stade correspond donc, en partie, à l'association décrite sur ce milieu par WESTERDIJK, et c'est pourquoi nous avons repris, pour lui, la dénomination donnée par cet auteur en la précisant toutefois, car certains *Phialophora* sont des formes tardives. Le rôle joué par les espèces de ce stade, dans la décomposition du bois, est modeste et leur pénétration dans le cœur tardive. Par contre, elles persisteront très longtemps dans le tronc où nous les trouverons associées à tous les stades ultérieurs.

Les formes caractéristiques sont : *Phialophora fastigiata*, *P. Lagerbergii*, *Margarinomyces heteromorpha*, *Rhinocladiella elatior*, *Coryne sarcoides*, *Beauveria virella* (cette espèce remplace constamment *P. fastigiata* sur Bouleau), *Trichosporon capitatum*, *Candida* spp., (*Hyalodendron* sp. *teste* WESTERDIJK).

Quelques saprophytes banaux en sont contemporains ; ce sont : *Beauveria effusa*, *Geomyces* spp., *Paecilomyces* TEK 2, *Cephalosporium* T., *Cladosporium herbarum*.

3. *Stade Melanomma.* — Nous réunissons dans ce stade des espèces superficielles s'épanouissant dans les régions où l'écorce s'est détachée ou bien se soulève et donne asile à des Crustacés, Gastéropodes, Myriapodes. Ce sont, en majorité, des espèces à thalle fuligineux ou élaborant des pigments foncés, et qui communi-

queront au substrat une teinte plus ou moins sombre. Leur rôle dans la décomposition du bois est généralement modeste, mais, en raison du taux d'humidité relativement faible des surfaces dénudées, à cause aussi, peut-être, de l'action fongistatique de nombreuses espèces fuligineuses, les lignivores n'envahissent guère les régions colonisées par le stade *Melanomma*. Ces remarques expliquent la formation des lames ligneuses, noires et dures que l'on rencontre encore à la surface de bois très altérés.

La composition de ce stade évolue sans doute avec le temps, mais selon des règles que nous n'avons pu préciser.

Les espèces caractéristiques sont : *Melanomma* spp., *Hypoxylon* spp., *Ophiostoma* spp., *Graphium rigidum*, Mycélium stérile A, *Aposphaeria* spp., *Sphaeronema* spp. et probablement la plupart des autres Spheropsidales, *Melanconium*, *Pestalozzia*, *Monochaetia*, *Trichosporium murinum*, *Echinobotryum*, *Helminthosporium*, *Helicoma*, *Phialophora* OAP 10, *Alternaria* sp., *Stemphylium* spp., *Monotospora*.

4. *Stade Mucor Ramannianus*. — Ce stade est le premier signe d'une décomposition au moins locale et partielle de la substance ligneuse. Il comprend, soit des formes purement cellulolytiques, soit des formes glucophiles utilisant, pour leur développement, les déchets du métabolisme ou les cadavres de leurs prédécesseurs.

Ce seront : *Chaetomium* spp., *Fusarium* spp., *Cylindrocarpon* spp., *Acrostalagmus* H et *A. albus*, *Mucor Ramannianus*, *Mortierella pusilla* var. *isabellina*, les *Scopulariopsis* à collerette du groupe *rhodogena* et les Myxomycètes : *Trichia*, *Lycogala*, *Arcyria*.

Quand la résistance de l'arbre est suffisamment réduite, il s'effondre, sans que, tout d'abord, la composition de sa flore subisse de profonds changements.

5. *Stade Leptoporus*. — Mais assez rapidement, parfois même avant la chute de l'arbre, les régions épargnées par les lignivores sont envahies par une nouvelle vague d'Hyménomycètes qui peuvent s'étendre à l'abri de l'écorce ou dans le cœur des portions dénudées. Nous retrouverons là des espèces qui s'attaquent, en général, aux bois abattus par l'homme : grumes abandonnées, fascines, bois d'œuvre. Ce seront :

Leptoporus spp., *Calocera* spp., *Grandinia Brinkmanni*,

Corticium coronilla, *Dochmiopus*, *Crepidotus*, et l'on pourrait aussi rencontrer, *Schizophyllum commune*, *Phaeolus rutilans*.

Elles achèveront la destruction de la matière ligneuse et la rendront facilement pénétrable.

6. *Stade Mollisia*. — Sur les troncs tombés à terre apparaissent de nouvelles formes que nous réunissons ici sans distinguer davantage leur précocité plus ou moins grande. Cependant, on les rencontre le plus souvent alors que le bois atteint un degré de décomposition assez avancé et que sa résistance est nettement diminuée. Mais, à ce moment, la flore comprend des espèces glucophiles nombreuses rendant les isolements délicats ; par ailleurs, beaucoup de formes que nous rattachons à ce stade ne sont connues que par récolte de leurs fructifications, de sorte que nous ignorons la date de leur installation. Il semble enfin que la plupart d'entre elles n'aient qu'une action faible sur le bois sain et ne puissent utiliser que les résidus laissés par les stades précédents. Nous rattachons à ce stade : *Exidia*, *Dacryomyces*, *Chlorosplenium aeruginosum*, *Mollisia* spp., *Dasyscypha brevipila*, *Pyrenochaeta Bergevini* qui semblent les plus précoces, mais sont bientôt accompagnés de *Orbilia xanthostigma*, *Cephalosporium humicola*, *C.* TEW 13, *Papulaspora* TEW 5, *Coniothyrium Fuckelii*.

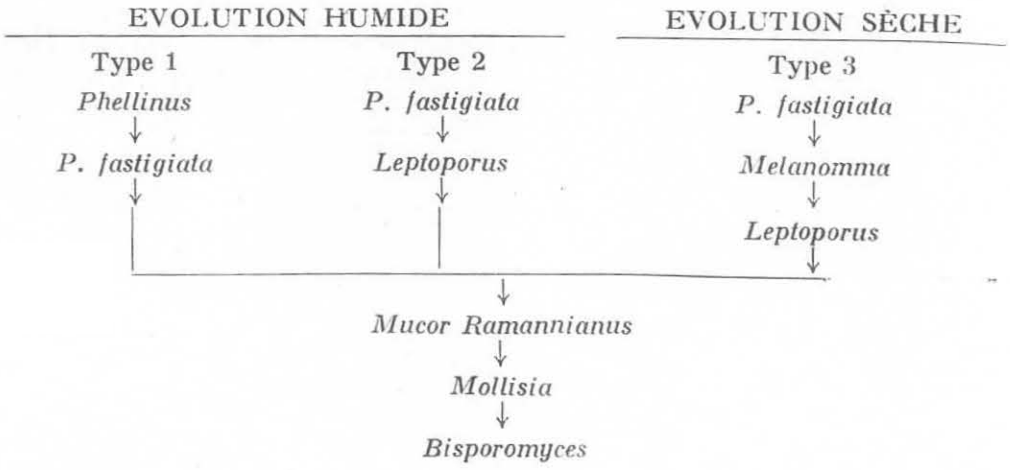
7. *Stade Bisporomyces*. — Nous réunirons, enfin, sous ce nom les espèces apparues le plus tardivement sur nos arbres : *Arachnopeziza*, certaines Corticiées, *Sirobasidium*, *Caldesiella*, *Phialophora verrucosa*, *Bisporomyces* (qui, nous le savons, se développe avec prédilection sur les vestiges des autres champignons).

Ayant ainsi décrit quelques groupements d'espèces apparemment semblables entre elles, nous pouvons en quelques tableaux commentés, résumer l'évolution de la flore chez nos divers bois.

Cette évolution semble dépendre de deux facteurs, peut-être liés l'un à l'autre. Ce sont, d'une part la présence ou l'absence d'un stade *Phellinus*, d'autre part l'humidité superficielle plus ou moins élevée du bois.

En conséquence, nous trouverons trois types évolutifs principaux : que nous représenterons par le schéma ci-dessous ; on

verra que ces évolutions se rejoignent et que les derniers stades sont identiques dans tous les cas.



Les zones inférieures (B et H) du Saule E nous fourniront un premier exemple d'évolution humide à stade *Phellinus*. Nous résumons les principales étapes de leur histoire commune dans le tableau III. D'octobre 1948 à octobre 1949, la flore demeure inchangée. Le stade *Phellinus* présente un caractère peu lignivore et le bois reste dur, aussi ce tronc, cortiqué, reposant sur le sol, est-il favorable à l'établissement d'un stade *Leptoporus* (Avril 1950), cependant que le stade *Melanomma* fait défaut (à l'exception d'un isolement d'*Alternaria tenuis* (Avril 1950). Après la pénétration du stade *Leptoporus*, on voit s'installer, en octobre 1950, le stade *Mucor Ramannianus*.

L'histoire du Saule D est analogue, mais cet arbre, plus petit, poussant sous couvert moins épais est d'abord relativement sec (présence du stade *Melanomma*). Cependant, le stade *Phellinus* revêt un caractère très lignivore et envahissant ; en conséquence, nous assisterons à la régression du stade *Melanomma* et à l'apparition précoce du stade *Mucor Ramannianus*, tandis que le stade *Leptoporus* ne se développe pas. Nous indiquons, dans le tableau IV, les principales étapes de son évolution.

(*A suivre.*)

TABLEAU III

Saule E. Zones inférieures B et H.

Dates	St. Phellinus	St. P. fastigiata	St. Mucor R.	St. Leptoporus
1948 et 1949	*Armillariella* *Myxosporium* *Pezicula*	*Coryne, Geomyces* *P. fastigiata* *Paecilomyces*, etc.		
Avril 1950	*Armillariella* *P. salicinus* *Myxosporium*	*Coryne* *P. fastigiata* *M. heteromorpha*		*Corticium coronilla*
Octobre 1950	*P. salicinus* *Pezicula*	*Coryne* *P. fastigiata*, etc.	*Cylindrocarpon album* *Trichia*	Hyménomycètes EK 1 et EK 7

TABLEAU IV

Saule D.

Dates	St. Phellinus	St. P. fastigiata	St. Melanomma	St. Mucor R.
Octobre 1948	*Trametes* *P. salicinus* *C. expallens*	*P. Lagerbergii* *M. heteromorpha* *Cl. herbarum*	*Sph. cladoniscum*	*Chaetomium globosum* *Fusarium solani*
Octobre 1949	*Trametes* *P. salicinus* *C. expallens*	*Coryne* *M. heteromorpha* *Cl. herbarum*	*Ophiostoma* T	*Acrostalagmus albus* *Cylindrocarpon radicicola*
Octobre 1950	*P. salicinus* *C. expallens*	*Coryne* *M. heteromorpha*		*Acrostalagmus* H. *Trichia*

RECHERCHES MÉTHODIQUES SUR LES CHAMPIGNONS DE CERTAINS BOIS EN DÉCOMPOSITION

par M. **F. MANGENOT**

(Suite et Fin)

La zone supérieure Y du Saule E illustre le même type évolutif, mais atteint un état de décomposition encore plus avancé. Le stade *Phellinus* y a présenté un caractère très lignivore et le bois est mou par places. Aussi les stades *Mollisia* et *Mucor Ramannianus* sont-ils présents dès avril 1949. Mais dans d'autres régions de cette même zone, le bois est encore dur et héberge bientôt les représentants du stade *Leptoporus* ; nous trouverons donc ici, se déroulant parallèlement, nos schémas 1 et 2. L'histoire de ce bois se résume dans le Tableau V.

Enfin l'histoire du Bouleau B nous permettra de suivre une évolution analogue, tout au long de son déroulement. En avril 1948, le stade *Phellinus*, sous deux formes différentes, s'étend à tout le tronc. Le bois est encore dur (degré 2 de RASCHENDORFER) ; peu à peu sa résistance diminue et elle se trouve très réduite au printemps 1949, puisque l'arbre se brise spontanément. Or, à ce même moment, les formes lignivores disparaissent et sont remplacées par les stades *Mollisia* puis *Bisporomyces* et ce dernier ira s'épanouissant jusqu'à la fin de nos recherches. Le tableau VI résume cette évolution.

Si nous examinons rapidement la flore du Bouleau P, nous voyons que celui-ci comporte une région inférieure où débute une évolution humide (stade *Phellinus* avec *Ungulina betulina*) et une région supérieure plus décomposée (stade *Phellinus* avec *Radulum*,

TABLEAU V

Saule E. Zone supérieure Y.

Dates	St. Phellinus	St. P. fastigiata	St. Mucor R.	St. Leptoporus	St. Mollisia
Avril- Octobre 1949	*Trametes* *P. Friesianus*	*Coryne* *M. heteromorpha*	*Cylindrocarpon al- bum* *Mucor R.*		*P. Bergevini* *C. humicola* *C.* TEW 13 *Papulaspora* TEW 5
Octobre 1950	*P. Friesianus*	*Coryne* *M. heteromorpha* *P. Lagerbergii*	*Trichia* *Acrostalagmus* H (Avril)	*Dochmiopus* (dès Avril)	*C. Fuckelii* *C.* TEW 13

TABLEAU VI

Bouleau B.

Dates	St. Phellinus	St. P. fastigiata	St. Melanomma	St. Mucor R.	St. Mollisia	St. Bisporomyces
Avril 1948	*U. betulina* *Radulum* *Phlebia*	*B. virella* *M. heteromorpha*				
Oct. 1948	*U. betulina* *Radulum*	*B. virella* *Cl. herbarum*		*Mucor R.* Myxomycètes		
Avril 1949		*B. virella* *Rh. elatior*			*Mollisia* *Orbilia*	
Oct. 1949		*B. virella* *M. heteromorpha*	*Rosellinia* sp.	*Scopulariopsis* *Mucor R.*	*Orbilia* *P. Bergevini*	*Bisporomyces* *Dictyostelium*
Oct. 1950		*Coryne* *B. virella* *M. heteromorpha*	*Phialophora* OAP 10 *Melanomma* sp.	*Arcyria*	*Orbilia*	*Bisporomyces* *Dictyostelium* *Arachnopeziza*

stade *P. fastigiata* de même composition que celui du Bouleau B en octobre 1950, stade *Mucor Ramannianus* (*Fusarium*, *Acrostalagmus albus*, etc.) et même, stade *Mollisia* avec *Chlorosplenium*). Ces deux flores coïncident avec des différences dans la consistance du bois, différences que nous avons déjà signalées.

La zone moyenne du Saule E est toute différente et nous donne un premier exemple de bois sec : l'écorce en est en grande partie détachée et cette région demeure sans contact avec l'humidité du sol. Or, si l'on excepte quelques espèces (*Phellinus* et divers représentants du stade *Mollisia*, en octobre 1950), espèces dont la présence est due au fait que nos prélèvements se sont alors étendus, par erreur, à la zone supérieure (jusqu'à 6 m.), la flore de cette région demeure remarquablement constante et ne comporte que les stades *P. fastigiata* et *Melanomma*. Le tableau VII indique sa composition en avril 1949 et octobre 1950. Entre ces deux dates, aucune modification importante n'est à signaler.

Avec la sciure S, nous trouvons un autre exemple d'évolution sèche. Elle est, en effet, dépourvue de stade *Phellinus* et, naturellement, d'écorce. Or, malgré un microclimat extrêmement humide, nous y trouvons les peuplements successifs suivants : en avril 1948, seules quelques espèces glucophiles sont présentes, elles sont ensuite progressivement remplacées par les stades *P. fastigiata*, puis *Melanomma* qui pénètrent de la surface vers les couches profondes (octobre 1948, avril 1949). Très rapidement, ce bois non décomposé, placé au contact du sol, abrite un stade *Leptoporus*, d'ailleurs limité dans le temps et dans l'espace et que remplacent, en octobre 1950, les stades *Mollisia* et *Bisporomyces*. Cette histoire est résumée dans le tableau VIII.

Le Frêne O est, lui aussi, un bois sec dépourvu de stade *Phellinus*, presqu'entièrement décortiqué et sans contact avec le sol. Quand nous avons entrepris son étude, son évolution était déjà très avancée ; aussi sa flore varie-t-elle peu dans le temps. Nous y remarquerons surtout le grand développement du stade *Melanomma* et la disparition du stade *Leptoporus* en février 1950, disparition qui coïncide avec le fait que le bois a perdu toute résistance et va se briser. Rappelons que nous venons de constater, chez le Bouleau B, la disparition des lignivores au même moment. Nous résumons cette évolution dans le tableau IX.

TABLEAU VII

Saule E. Zone moyenne T.

Dates	Stade P. fastigiata	Stade Melanomma	St. Mucor R.
Avril 1949	*B. effusa* *P. fastigiata, P. Lagerbergii*	*Aposphaeria* TET 4 *Sphaeronema* TET 6	
Octobre 1950	*Coryne, M. heteromorpha* *Cl. herbarum*	*Helicoma* *Melanomma Aspegrenii*	*F. javanicum* *Trichia*

TABLEAU VIII

Sciure S

Dates	Régions	St. P. fastigiata	St. Melanomma	St. Mucor R.	St. Leptoporus	St. Mollisia
Oct. 1948	Surface	*P. fastigiata* *Cl. herbarum*	*Graphium,* *Monotospora*			
	Grise	*Cl. herbarum*				
Avril 1949	Surface	*P. fastigiata* *Cl. herbarum*	*Graphium, Me-* *lanconium,* *Sphaeronema*	*F. lateritium*	*G. Brinkmanni*	
	Grise	*Cl. herbarum*	*Graphium, Pes-* *talozzia*			
Oct. 1950		*Geomyces*	*Monotospora,* *Echinobotryum*	*Cylindrocarpon*		*P. Bergevini* St. Bisporomyces *Bisporomyces*

Nous résumons la flore de l'Aulne T au bas du tableau IX. Il s'agit ici aussi, en effet, d'un bois décortiqué, très décomposé, en contact avec le sol par sa base seule. Mais son évolution a débuté par un stade *Phellinus* et les rhizomorphes desséchés d'*Armillariella* nous prouvent que l'écorce s'est détachée tardivement. Or sa flore est extrêmement voisine de celle du Frêne O, mais le stade *Melanomma* y est sensiblement plus réduit.

Le Hêtre H, enfin, est très hétérogène ; il présente, tout à fait à la base, une évolution humide par suite du voisinage du sol (Stades *Phellinus*, *Leptoporus*, *Mollisia*) cependant que le tronc, en grande partie décortiqué, porte surtout des espèces glucophiles. Quant aux rameaux, bien que pourvus de leur écorce et d'un stade *Phellinus* (*Mucidula*), ils paraissent surtout posséder une flore sèche à stade *Melanomma* développé (*Aposphaeria*, *Monochaetia*, *Stemphylium*) dont la présence paraît en relation avec le petit diamètre des branches et avec leur éloignement du sol ; le stade *Mucor Ramannianus*, abondamment représenté, est un signe net de la décomposition du bois.

Nous pensons avoir ainsi présenté au lecteur une théorie serrant la réalité d'assez près. Certes, nos conceptions pourront subir des modifications, même importantes, et, d'autre part, nos recherches n'ont pas porté sur les dernières phases de l'humification. Il nous semble cependant que ce travail, nécessairement incomplet et partiellement encore hypothétique, formule quelques règles qui pourront faciliter la tâche des chercheurs à venir.

CONCLUSION

Au cours des recherches dont nous venons de rendre compte, nous avons étudié, pendant une période de trois ou quatre années, — suivant les cas — la composition de la flore fongique de 3 arbres d'essences différentes. Nos investigations se sont étendues également, mais de façon plus épisodique, à 4 troncs diversement décomposés et à un tas de sciure de Hêtre.

Sur ces matériaux, nous avons récolté, en nombre appréciable, les fructifications de Champignons appartenant aux Ordres les

TABLEAU IX

Frêne O.

Dates	S. P. fastigiata	S. Melanomma	St. Mucor R.	St. Leptoporus	St. Mollisia	St. Bisporomyces
Oct. 1947	*P. fastigiata* *Paecilomyces*	*Alternaria* Myc. st. A.	*Stemonitis* *Fusarium* sp.	*Leptoporus* *Calocera*		
Janv. 1948	*P. fastigiata* *M. heteromorpha*	*Aposphaeria* *Stemphylium*	*Acrostalagmus* H	*C. coronilla*	*Dasyscypha*	*Bisporomyces* *P. verrucosa*
Juin 1949	*M. heteromorpha* *Paecilomyces*	*Helminthosporium*, M. st. A.	*Mucor R.* *Ceratiomyxa*	*Crepidotus*	*Mollisia* *Orbilia*	*P. verrucosa*
Fév. 1950	*P. fastigiata* *M. heteromorpha*	*Helminthosporium*, *Phialophora* OAP 10	*Mucor R.* *Scopulariopsis*		*Dasyscypha*, *Mollisia*, *C. humicola*, *Papulaspora* TEW 5	*Bisporomyces*
Oct. 1950	*M. heteromorpha* *Cl. herbarum*	*Phialophora* OAP 10 *Diaporthe* sp.	*Scopulariopsis*		*Dasyscypha*, *Orbilia*, *C. Fuckelii*, *C. humicola*	*P. verrucosa*
			Aulne T			
Avril 1948	*P. fastigiata* *R. elatior*	*Aposphaeria*	*Mucor R.*	*Leptoporus* *Calocera*	*Chlorosplenium*	*P. verrucosa* *Bisporomyces*

plus divers et nous avons, d'autre part, isolé du bois des centaines de souches que nous avons maintenues en culture pure sur des milieux variés et dont nous avons poursuivi l'étude systématique. Nous avons, parfois, réussi à obtenir des fructifications parfaites : une souche de *Mollisia ligni* a donné, sur Maltea, des apothécies tout à fait identiques à celles que l'on rencontre dans la nature. *Corticium coronilla* forme, sur le même milieu, un abondant hyménium, granuleux à la loupe, passant du blanc à l'ocracé grisâtre clair. D'autres Hyménomycètes ont fructifié sur tubes de Badcock et l'on trouvera Pl. XIII G la photographie des carpophores de *Dochmiopus pubescens* développés sur ce milieu. Mais, dans nos isolements, ce sont évidemment les formes imparfaites qui prédominent, et, parmi celles-ci, certaines sont particulièrement répandues ; nous donnons, à titre indicatif, la liste de celles que nous avons le plus fréquemment rencontrées, en faisant suivre leur nom du nombre de prélèvements où elles étaient représentées :

Cladosporium herbarum (49), *Acrostalagmus Koningi* (44), *Margarinomyces heteromorpha* (38), *Phialophora fastigiata* (28), *Coryne sarcoidès* (26), *Mucor Ramannianus* (23), *Acrostalagmus* H (18), *Trichosporon capitatum* et *Candida albicans* (15), *Rhinocladiella elatior* (14), *Bisporomyces chlamydosporis* (13).

Quant à *Beauveria virella* (22), il est limité aux seuls Bouleaux.

Mais certains Hyménomycètes arrivent aussi bien près de ces chiffres : *Phellinus Friesianus* (10), *Corticium expallens* (8).

Nous avons ainsi reconnu la présence dans nos bois de 230 espèces différentes, réparties comme il est indiqué dans le tableau X.

TABLEAU X

Myxomycètes	9
Zygomycètes	6
Ascomycètes	20
Basidiomycètes	28
Formes imparfaites	98
Mycéliums stériles	36
Indéterminées, à l'étude	33
	230

Les formes imparfaites se répartissent ainsi :

Spheropsidales		16
Mélanconiales		4
Hyphales	Mucédinées	35
	Dématiées	33
	Stilbacées	2
	Tuberculariacées	8
		98

Nous n'avons pas tenu compte, dans ces chiffres, de plusieurs souches de levures anascosporées et d'un grand nombre de *Penicillium* et de *Mucor* qui ne sont pas à proprement parler lignicoles et que nous n'avons pas déterminés.

Certaines des espèces isolées par nous, ont retenu plus longtemps notre attention : après avoir présenté quelques remarques

concernant les phialides de *Phialophora verrucosa* et divers *Trichosporium* nous avons proposé le rattachement de *T. heteromorphum* Nannf. au genre *Margarinomyces* ainsi que deux autres combinaisons nouvelles : *Margarinomyces microsperma* (Cda.) = *Ceratocladium microspermum* Cda et *Beauveria virella* (Fr.) = *Botrytis virella* Fr.

D'autre part, nous décrivons quatre espèces nouvelles : *Scopulariopsis rhodogena,* différant notamment des autres *Scopulariopsis* par la présence d'une collerette ; *Catenularia Heimii, Beauveria simplex, Rhinocladiella elatior.*

L'ensemble de cette étude systématique nous conduit, en conclusion, à formuler certaines remarques concernant le mode de formation des conidies, notamment quand le col de la phialide est en contact avec un film ou une gouttelette d'eau.

C'est ensuite une étude physiologique de nos Champignons qui nous retient. Nous avons d'abord cherché à savoir quel était leur comportement mutuel, lorsqu'on les mettait en présence les uns des autres. Les expériences faites dans ce but nous ont révélé de nombreux cas d'antagonisme et nous ont donné des indications précieuses sur la concurrence vitale entre espèces, dans leur milieu naturel, concurrence qui s'exerce sensiblement de la même façon que sur milieu au Maltea.

Il était également capital de connaître l'action de nos espèces sur la substance ligneuse et des essais ont été faits dans ce sens, mettant en jeu de nombreuses souches. Il en résulte que, en majorité, les champignons lignicoles, même facultatifs, ont un pouvoir cellulolytique considérable, tandis que les espèces attaquant le bois de façon sensible sont beaucoup plus rares et se rencontrent surtout chez les Hyménomycètes, bien que, parfois aussi, dans d'autres Ordres.

Une expérience beaucoup plus longue que la nôtre serait nécessaire pour couronner ce travail et parler, en connaissance de cause, des associations fongiques qui peuplent nos arbres morts ; pourtant nos résultats, lorsqu'on les compare entre eux, laissent déjà entrevoir certaines grandes lignes de l'évolution floristique de nos bois ; des groupes d'espèces analogues entre elles se dessinent, qui paraissent caractériser un certain état de décomposition de la matière ligneuse. Entre eux existent des antagonismes, et peut-

être des synergies, qui pourront rendre compte, dans une certaine mesure, de leur apparition ou de leur disparition ; mais pour arriver à des conclusions définitives, il faut d'abord recueillir beaucoup d'autres observations, expérimenter dans d'autres peuplements forestiers et notamment dans les régions, peu nombreuses, où notre admirable Service des Eaux et Forêts, auquel nous devons tant par ailleurs, laisse jouer librement les lois de la nature.

EXPLICATION DES PLANCHES

PLANCHE XIII.

A. — *Margarinomyces heteromorpha* var. *robusta* : col trifurqué d'une phialide. (Contraste de phase négatif (780 ×).

B. — *Catenularia Heimii*. Conidiophore mûr dont la tête a été dispersée par l'eau. (Contraste de phase négatif (1000 ×).

C. — *Scopulariopsis rhodogena*. Culture en cellule (210 ×).

C. — *Beauveria virella*. Conidiophore en boîte de Petri (90 ×).

E. — *Beauveria simplex*. Culture en cellule (210 ×).

F. — *Rhinocladiella elatior*. Conidiophores (540 ×).

G. — *Dochmiopus pubescens*. Carpophores obtenus sur milieu de Badcock (1,8 ×).

PLANCHE XIV.

A. — De g. à dr. *Aposphaeria* TET 4, *Pezicula cinnamomea* et *Phellinus salicinus*.

B. — *Aposphaeria pulviscula* entouré par *Coryne sarcoides*.

C. — De haut en bas : *Myxosporium* TES 1, *Melanomma Aspegrenii*. *Phialophora fastigiata*.

D. — De g. à dr. *Dasyscypha brevipila* et *Coniothyrium Fuckelii*.

E. — De h. en b. *Rhinocladiella elatior*, *Melanopus nummularius*, *Phialophora fastigiata*.

F. — En bas, *Chaetomium globosum* partiellement envahi ; à dr. *Phialophora Lagerbergii* totalement submergé par *Corticium expallens* (en haut).

BIBLIOGRAPHIE

BADCOCK (E. C.) (1943). — Method for obtaining fructifications of wo d-rotting fungi in cultures. — *Trans. Brit. Myc. Soc.* **26**, 3-4 p. 127-132.

BENDER (H. B.) (1934). — The Fungi Imperfecti. Order Sphaeropsidales. 52 p. North Woodbury (Conn.) (1934)

BEYMA thoe KINGMA (Th. Van). — Beschreibung einiger neuer Pilzarten aus dem C.B.S. Baarn. — (1935) *Ztrbl. f. Bakt.* II. **91**, p. 345-355 — (1939). *Ztrbl. f. Bakt* II. **99**, p. 381-394. —(1939-40) *Antonie van Leeuwenhoek* **6**, p. 263-290 — (1944-45) *Antonie van Leeuwenhoek* **10**, p. 41-56.

BEYMA thoe KINGMA (Th. Van). (1943). — Beschreibung der im C.B.S. vorhandenen Arten der Gattungen *Phialophora* Thaxter ù. *Margarinomyces* Laxa. — *Antonie v. Leeuwenhoek* **9**, p. 51-76.

BONORDEN (H. F.). — Handbuch der allgemeinen Mykologie. Stuttgart (1851).

BOURDOT (H.) et GALZIN (A.). — Hyménomycètes de France. IV-761 p. Paris (1928).

CARTWRIGHT (K.S.T.G.) et FINDLAY (W.P.K.). — Decay of timber and its prevention. VI-294 p. London (1946).

CHESTERS (C.G.C.) (1948). — A contribution to the study of Fungi in the soil. *Trans. Brit. Myc. Soc.* (*Proceed. Jubil. Meet*) **30**, p. 100-117.

CHIVERS (A. H.) (1915). — A monograph of the genus *Chaetomium* and *Ascotricha. Mem. Torrey Bot. Club.* **14**-3, p. 155-240.

COSTANTIN (J.). — Les Mucédinées simples. 210 p. Paris 1888.

DADE (H. A.). (1928). — *Ceratostomella paradoxa*, the perfect stage of *Thielaviopsis paradoxa. Trans. Brit. Myc. Soc.* **13**, p. 184.

D'AETH (F. X.) (1939). — A survey of interactions between Fungi. *Biol. Rev. of Cambridge Phil. Soc.* **14**, p. 105-126.

DIDDENS (H. A.) et LODDER (J.). — Die anaskosporogenen Hefen. II. 511 p. Amsterdam (1942).

DUCHÉ (J.) et HEIM (R.). — Recherches mycologiques sur la flore des sols sableux. Trav. déd. mém. Louis Mangin. Paris (1931), p. 1-28.

ELLIOTT et ELLIOTT (1920). — The sequence of Fungi and Mycetozoa. *Jour. of Bot.* **58**, p. 273-274.

ELLIS et KELLERMANN (1890). — New species of Kansas Fungi. *Jour. of Myc.* **5**, p. 143.

FERRARIS. — Flora Italica cryptogama. VI. Hyphales. 979 pp. Rocca S. Casciano (1910).

Garrett (S. D.) (1951). — Ecological groups of soil Fungi. *New Phytologist* **50**-2, p. 149-166.

Gilman (J. C.). — A manual of Soil Fungi. 392 pp. Iowa State Col. Press (1944).

Gorenz (A.M.), Walker (J.C.) et Larson (R.H.) (1948). — Onion pink-root fung s. *Phytopathology*. **38**-10, p. 831-840.

Gottlieb (S.), Day (W.C.) et Pelczar (M.J.) (1950). The biological degradation of lignin. II. Adaptation of white-rot fungi. *Phytopathology*. **40**-10, p. 927-935.

Harder (1911). — *Natürw. Ztschr. f. Forst- ù. Landwirtsch.* **9**, p. 129-160.

Hedgcock (C.G.) (1906). — Studies upon some chromogenic Fungi which discolor wood. *Mo. Bot. Gard. Ann. Rep.* **17**.

Heim (R.). — Les Champignons. 141 p. Paris (1948).

Höhnel (F. von) (1902). — Fragmente zur Mykologie. *Sitzber. a. k. Akad. d. Wiss.* **111**. p. 987-1056.

Höhnel (F. Von) (1905). — Mykologisches. *Oest. Bot. Ztschr.* **55**, p. 13-24.

Janke (A.) (1949). — Der Abbau der Zellulose durch Mikroorganismen. *Oest. Bot. Ztschr.* **96**, p. 399-443.

Johansen (G.) (1949). — The danish species of the Discomycet genus *Pezicula*. *Dansk Bot. Ark.* **13**-3, p. 1-26.

Langeron (M.) (1949). — Remarques sur les genres *Beauveria* et *Tritirachium*. *Rev. de Mycol.* Nlle série. **14**-3, p. 133-136.

Lister (G.). — Mycetozoa. 3e édit. xxxii-296 p. London (1925).

Lutz (L.) (19 0). — Sur les ferments sécrétés par les champignons Hyménomycètes. La dégradation de la matière ligneuse. *C. R. Ac. Sci.* **190**, p. 1455-1457.

Mason (E.W.). — Annotated account of Fungi received at the Imperial Mycological Institute. List 1, List 2, fasc. 1, 2, 3. — The Imp. Myc. Ins . Kew (Surrey) (1925-1937).

Massee (G.). — British Fungus Flora (1892).

Medlar (E.M.) (1915). — A new fungus pathogenic for man. *Mycologia* **7**-4, p. 200-203.

Melin (E.) et Nannfeldt (J.A.) (1934). — Researches into the blueing of ground wood-pulp. *Svenska Skogsvardsför. Tisdkr.* **3-4**, p. 397-585.

Morquer (M.R.) (1926). — Sur la biologie de *Mucidula mucida*. *Rev. Gén. Bot.* **38**, p. 225-238.

Muséum National d'Histoire Naturelle (Paris). — Laboratoire de Cryptogamie. Catalogue des collections vivantes, herbiers et documents. II. La Mycothèque. — 60 p. Paris (1949).

Nobles (M.K.) (1948). — Identification of cultures of wood-rotting Fungi. *Can. Jour. of Res. C.* **26**, p. 281-431.

L. Rabenhorst's Kryptogamen Flora v. Deutschland, Oesterreich u. d. Schweiz. — G. Winter. Tome II. 1887. — A. Allescher. T. VI-VII. 1901-1903. — G. Lindau. T. VIII-IX. 1907-1910.

Raper (K.B.) (1941). — *Dictyostelium minutum*, a second new species of slime mould from decaying forest leaves. *Mycologia.* **33**-6, p. 633-649.

Raschendorfer (I.) (1949). — Beobachtungen über die Besiedlung von moderndem Holz mit besonderer Berücksichtigung der adnaten Vereine. *Oest. Bot. Ztschr.* **96**-2, p. 232-280.

Robak (H.) (1932). — Investigations regarding fungi on Norwegian ground wood-pulp and fungal infection at wood-pulp mills. *Nyt Magaz. f. Naturwid.* **71**, p. 185-330.

Saccardo (P.A.). — Sylloge fungorum. T. I-XXV.

Saccas (A.) (1948). — Etude morphologique et biologique d'un nouveau champignon papyricole, le *Beauveria Heimii* sp. nov. *Rev. de Mycol.* Nlle série. **13**, pp. 61-81.

Sprague (R.) (1944). — *Phoma terrestris* on Gramineae. *Phytopathology.* **34**-1, p. 129-131.

Sprague (R.) (1948). — Leafspot Fungi. III. *Mycologia.* **40**, p. 299.

Thom (Ch.). — The Penicillia. 643 pp. London (1930).

Wakefield et Bisby (1941). — List of Hyphomycetes recorded for Britain. *Trans. Brit. Myc. Soc.* **25**-1, p. 4-126.

Waksman (S.A.). — Antagonismes microbiens et substances antibiotiques (Trad. J. Duché). 323 p. Paris (1948).

Westerdijk (J.) (1949). — The concept association in Mycology. *Antonie v. Leeuw.* **15**, 3-4, p. 187-189.

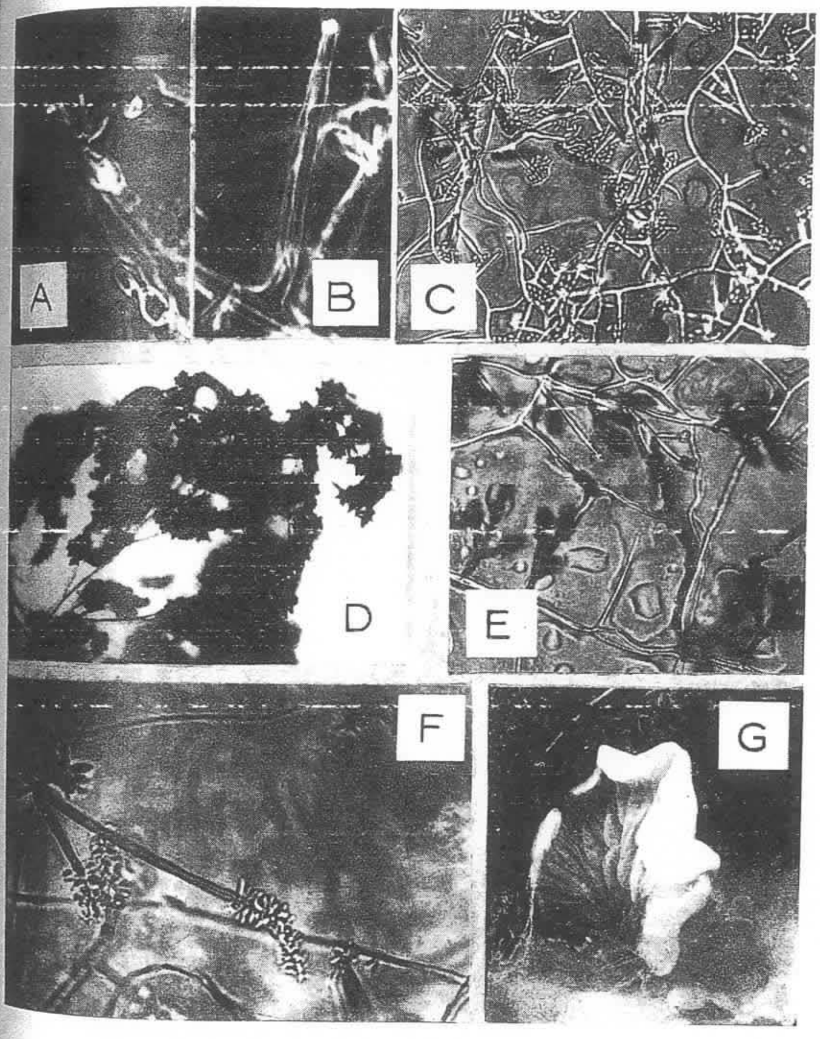
White (W.L.). Darby (R.J.), Stechert (G.M.) et Sanderson (K.) (1948). — Assay of cellulolytic activity of molds isolated from fabrics. *Mycologia.* **40**, p. 34-84.

Wollenweber (H.W.) et Reinking (O.A.). — Die Fusarien. VIII-355 p. Berlin (1935).

Wollenweber (H.W.) et Hochapfel (H.) (1937). — Beiträge zur Kenntnis parasitärer u. saprophytischer Pilze. IV. *Coniothyrium. Ztschr. f. Parasitkde.* **9**, p. 600-637.

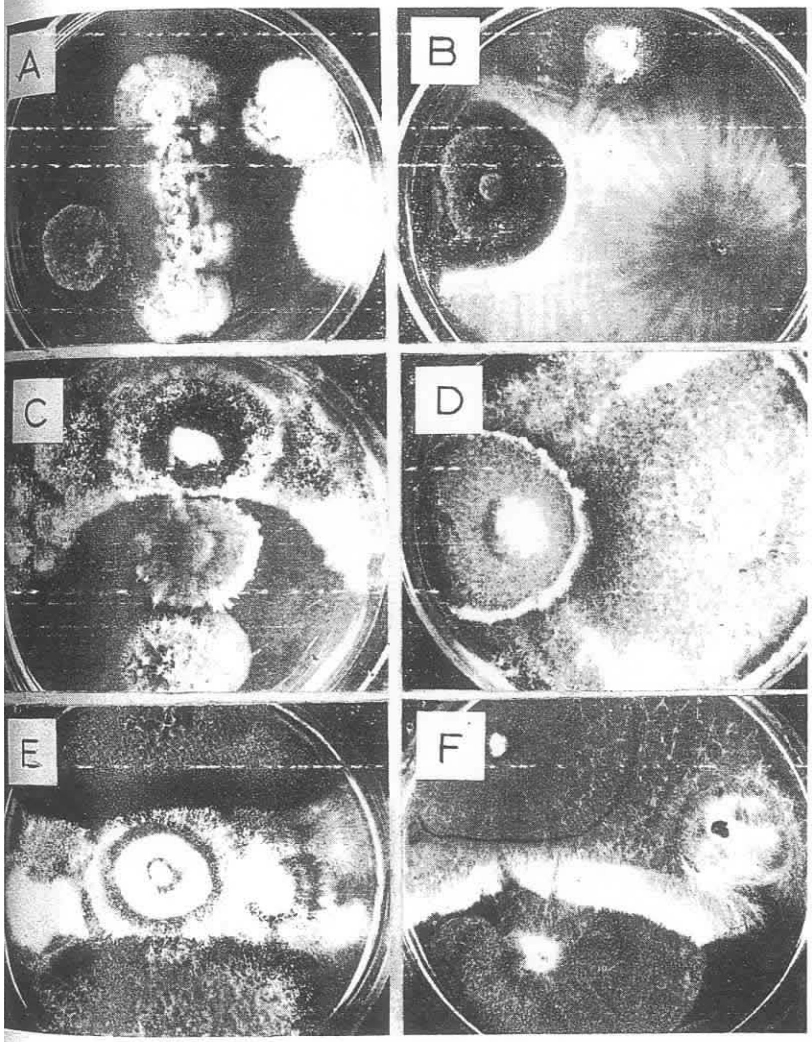
Wolff (F.A.) et Wolf (F.T.). — The Fungi. T. II. VII-538 p. 2e édit. New-York (1949).

Wright (E.) (1935). — *Trichosporium symbioticum* n. sp. a wood staining fungus associated with *Scolytus ventralis. J. agric. Res.* **50**, p. 525-533.



MANGENOT, phot. GRIMARD, sc.

Fructifications, en culture pure,
de divers Champignons lignicoles.



MANGENOT, phot. GRIMARD, sc.

Exemples d'antagonismes entre
Champignons lignicoles.